



EFFETS DES PESTICIDES AGRICOLES SUR LA PERFORMANCE DE  
REPRODUCTION D'UN INSECTIVORE AÉRIEN EN DÉCLIN

par

Marie-Christine Poisson

Mémoire présenté au Département de biologie en vue  
de l'obtention du grade de maître ès sciences (M. Sc.)

FACULTÉ DES SCIENCES  
UNIVERSITÉ DE SHERBROOKE

Sherbrooke, Québec, Canada, décembre 2019

Le 23 décembre 2019

*le jury a accepté le mémoire de madame Marie-Christine Poisson  
dans sa version finale.*

Membres du jury

Professeure Fanie Pelletier  
Directrice de recherche  
Département de biologie

Professeur Marc Bélisle  
Évaluateur interne  
Département de biologie

Professeur Marco Festa-Bianchet  
Président-rapporteur  
Département de biologie

À mes parents

## SOMMAIRE

L'intensification agricole a un impact majeur sur la biodiversité en général, mais les espèces liées au milieu agricole et les oiseaux insectivores aériens semblent particulièrement touchés en Amérique du Nord et en Europe. Alors que certains pesticides sont interdits d'utilisation en Europe, ceux-ci sont toujours utilisés au Canada. Une quantité importante de pesticides est vendue et utilisée chaque année en milieu agricole, et la contamination de milieux naturels (ex. milieux aquatiques) par ces composés semble être en augmentation. Plusieurs de ces pesticides peuvent se propager à partir des cultures visées vers l'environnement, et dans certains cas, persister pendant de longues périodes (ex. plusieurs années) en milieux naturels. Les formules de pesticides utilisés en milieux agricoles sont elles-mêmes constituées de plusieurs composés chimiques qui peuvent subir des transformations chimiques et biotiques dans l'environnement. L'utilisation et la contamination accrue par ces composés signifient que la faune sauvage est potentiellement exposée à une large gamme de ces produits et de leurs dérivés, alors que l'on connaît toujours peu leurs effets sur celle-ci. C'est pourquoi l'exposition de la faune à ces composés pourrait provoquer des effets plus importants qu'attendu. Le contexte écologique des espèces exposées et leur interaction avec leur environnement devraient donc être pris en compte, afin de vérifier les effets létaux et sublétaux des pesticides. Néanmoins, peu d'études à long terme portant sur les effets des pesticides en milieux naturels ont été effectuées jusqu'à présent.

L'objectif général de mon projet était d'évaluer l'impact des pesticides agricoles sur la performance de reproduction de l'Hirondelle bicolor (*Tachycineta bicolor*). Comme de nombreux insectivores aériens, plusieurs populations d'Hirondelles bicolores ont connu d'importants déclin annuels depuis 1970, particulièrement dans la partie nord-est de leur aire de reproduction. Les deux objectifs spécifiques de mon projet étaient donc : 1) de quantifier la présence et le niveau de contamination en pesticides dans les insectes que les parents rapportent à leurs oisillons pendant leur croissance au sein de notre aire d'étude 2) et d'étudier les effets de d'une diète contaminée par les pesticides sur la taille des couvées, le succès d'éclosion et le succès d'envol des Hirondelles bicolor. Pour ce faire, j'ai participé au suivi de la reproduction

de l'Hirondelle bicolore mis en place depuis 2004. Il s'agit du suivi d'un système de 400 nichoirs sur 40 fermes réparties sur une superficie de 10200 km<sup>2</sup> à travers un gradient d'intensification agricole. Tous les nichoirs sont visités une fois aux deux jours de mi-mai à mi-août pour la prise de données variées. Certaines des boulettes d'insectes apportés par les parents à leurs jeunes sont récoltées. Notre méthode chimique nous permet ensuite, lorsque possible, de détecter et quantifier jusqu'à 54 pesticides différents au sein de ces échantillons. Ce système d'étude fournit donc une occasion unique de répondre à plusieurs questionnements écologiques d'intérêt, particulièrement liés aux effets potentiels des pesticides auxquels les espèces sont exposées en milieu naturel.

Mes résultats montrent une plus forte contamination en pesticides en milieux agricoles qualifiés d'intensifs. Nos détections de pesticides au sein des boulettes d'insectes suggèrent que les hirondelles pourraient non seulement être exposées aux pesticides utilisés sur les fermes agricoles, mais également à ceux bioaccumulés par les insectes tout au long de leur vie. Aussi, les pesticides pourraient voyager au sein de la chaîne trophique non seulement à partir de la contamination terrestre des insectes, mais aussi à partir de leur contamination aquatique (ex. pendant leur stade de vie aquatique), et donc par l'entremise d'eaux contaminées. Nous n'avons pas détecté de relation entre l'exposition aux pesticides et la performance de reproduction des Hirondelles bicolores. Ceci ne doit pas être interprété comme une absence d'effet sur leur reproduction. En effet, il est question dans cette étude des périodes de reproduction où les individus ont terminé l'incubation. Ceci exclut implicitement les individus qui ont renoncé à la reproduction ou abandonné leur couvée avant l'incubation, alors que ces derniers pourraient être les plus touchés par les pesticides. Il est également possible que les trois composantes de la performance de reproduction évaluées fussent trop grossières pour que nous puissions trouver les effets de l'exposition aux pesticides. En effet, les pesticides pourraient avoir des effets plus subtils sur la performance de reproduction, ou sur d'autres stades de la vie des oiseaux. Par exemple, les oisillons pourraient naître et réussir à grandir et à survivre jusqu'à l'envol, mais avec des conditions de santé variables qui peuvent influencer sur leur performance à des stades ultérieurs de leur vie. D'autres éléments peuvent expliquer cette absence de relation entre

l'exposition aux pesticides et la performance de reproduction des Hirondelles bicolores et seront discutés au sein de ce mémoire.

En conclusion, mes recherches apportent plusieurs questionnements, et d'autres études seront nécessaires afin de mieux comprendre le rôle que jouent les pesticides dans le déclin des insectivores aériens. L'omniprésence des pesticides au sein des boulettes d'insectes consommés par les hirondelles, et potentiellement leur omniprésence en milieux naturels en général, ainsi que leur utilisation accrue, met en évidence la nécessité de mieux comprendre leurs effets sur la faune non visée en milieu naturel. Mon mémoire met donc en évidence la complexité des facteurs liés aux déclins des espèces insectivores aériennes, et l'importance de s'attarder à mieux les comprendre.

Mots-clés : Pesticide agricole, reproduction, succès reproducteur, Hirondelle bicolore, *Tachycineta bicolor*, insectivore aérien, déclin, écotoxicologie

## REMERCIEMENTS

Je voudrais remercier Fanie Pelletier, ma directrice de recherche qui a cru en moi et m'a accueillie au sein de son laboratoire. J'ai pu développer mes compétences et mes connaissances avec un projet qui me passionnait réellement. Merci pour ton soutien tout au long de ces deux ans, pour ta patience et pour tes judicieux conseils. J'adresse également mes remerciements au Conseil de recherches en sciences naturelles et en génie du Canada et l'Université de Sherbrooke pour leur soutien financier. Merci à Marc Bélisle pour tes conseils en statistiques qui m'ont poussé à développer mes connaissances sur ce sujet, et qui m'ont poussé à me dépasser. Merci à Dany Garant pour ces conseils et commentaires plus que pertinents. Merci à François Rousseau pour sa patience et son aide précieuse dans R. Merci à tous les membres du laboratoire Pelletier pour nos nombreuses discussions qui m'ont aidée à avancer, pour votre soutien moral et intellectuel. Merci aussi aux membres des laboratoires Garant, Bélisle et Festa-Bianchet d'avoir rendu ces deux années merveilleuses. Merci à tous ceux qui ont participé aux étés sur le terrain. Je n'oublierai jamais les beaux moments que nous avons vécus en travaillant et les nombreux fous rires de fatigue!

Merci à mes parents pour avoir su nourrir ma soif de connaissances, mes passions, et ma détermination qui ont certainement forgé la personne que je suis aujourd'hui. Merci d'avoir cru en moi au point que j'ai cru que je pouvais tout faire et surmonter. Merci de m'avoir donné cette force, et de toujours avoir été présent et prêt à me dire les bons mots lorsque je rencontrais des obstacles. Merci d'être des parents aussi formidables. Merci à mon grand frère pour son écoute attentionnée, et pour nos discussions sur le monde qui m'ont fait grandir. Merci d'être un frère aussi incroyable. Merci à mes merveilleuses amies Élisabeth Comeau et Shany Coderre pour leur écoute et leur inestimable soutien moral. Finalement, merci à Tomy Valence pour sa compréhension, pour sa présence et son soutien exceptionnel dans les beaux comme les moins beaux moments. Je suis reconnaissante de t'avoir dans ma vie, merci pour nos fous rires et ton amour inconditionnel.



# TABLE DES MATIÈRES

<b>SOMMAIRE</b> .....	i
<b>REMERCIEMENTS</b> .....	iv
<b>TABLE DES MATIÈRES</b> .....	v
<b>LISTE DES ABRÉVIATIONS</b> .....	vii
<b>LISTE DES TABLEAUX</b> .....	viii
<b>LISTE DES FIGURES</b> .....	xi
<b>CHAPITRE 1 INTRODUCTION GÉNÉRALE</b> .....	1
<b>1.1 Fondements théoriques</b> .....	1
1.1.1 <i>L'intensification agricole</i> .....	1
1.1.2 <i>L'intensification agricole et la faune aviaire</i> .....	2
1.1.3 <i>Les pesticides agricoles</i> .....	3
1.1.3.1 Les pesticides et l'environnement .....	3
1.1.3.2 Les effets cocktails .....	6
1.1.4 <i>Les pesticides et la faune non visée</i> .....	7
1.1.5 <i>Effets directs létaux des pesticides</i> .....	12
1.1.6 <i>Effets directs sublétaux des pesticides</i> .....	13
1.1.6.1 Les rétinoides .....	13
1.1.6.2 Les hormones, la reproduction et les pesticides perturbateurs endocriniens .....	14
1.1.6.3 Les perturbateurs neurologiques .....	17
1.1.7 <i>Effets indirects des pesticides</i> .....	19
<b>1.2 Objectifs et importance du projet</b> .....	23
<b>1.3 Méthodologie générale</b> .....	25
1.3.1 <i>Modèle d'étude : l'Hirondelle bicolore (Tachycineta bicolor)</i> .....	25
1.3.2 <i>Aire d'étude</i> .....	26
<b>CHAPITRE 2 ÉVALUATION DES EFFETS DES PESTICIDES AGRICOLES SUR LA PERFORMANCE DE REPRODUCTION D'UN INSECTIVORE AÉRIEN EN DÉCLIN</b> .....	27
<b>2.1 Introduction de l'article</b> .....	27
<b>2.2 Abstract</b> .....	29
<b>2.3 Introduction</b> .....	30

<b>2.4 Methods</b> .....	33
2.4.1 <i>Study system and nest monitoring</i> .....	33
2.4.2 <i>Landscape characterization</i> .....	33
2.4.3 <i>Bolus collection</i> .....	35
2.4.4 <i>Chemical analysis</i> .....	35
2.4.5 <i>Exposure to pesticides</i> .....	36
2.4.6 <i>Statistical analyses</i> .....	36
<b>2.5 Results</b> .....	40
2.5.1 <i>Descriptive analyses</i> .....	40
2.5.2 <i>Clutch size</i> .....	43
2.5.3 <i>Hatching success</i> .....	45
2.5.4 <i>Fledging success</i> .....	47
<b>2.6 Discussion</b> .....	49
2.6.1 <i>Pesticides detection</i> .....	49
2.6.2 <i>Relationship between pesticides and reproductive performance</i> .....	51
2.6.3 <i>Conclusion</i> .....	54
<b>2.7 Acknowledgements</b> .....	55
<b>References</b> .....	56
<b>CHAPITRE 3 DISCUSSION GÉNÉRALE ET CONCLUSION</b> .....	78
<b>3.1 Retour sur les résultats et objectifs</b> .....	78
3.1.1 <i>Pesticides détectés</i> .....	78
3.1.2 <i>Lien entre les pesticides et la performance de reproduction</i> .....	80
<b>3.2 Limites du projet et perspectives futures</b> .....	85
<b>3.3 Conclusion</b> .....	89
<b>ANNEXE</b> .....	90
<b>BIBLIOGRAPHIE</b> .....	109

## LISTE DES ABRÉVIATIONS

CRSNG	Conseil de recherches en sciences naturelles et en génie du Canada
CSBQ	Centre de la science de la biodiversité du Québec
LOD	Limits of detection (limite de détection)
LOQ	Limit of quantification (limite de quantification)
PCB	Polychlorobiphényles
PBB	Polybromobiphényle
TCDD	2,3,7,8-Tétrachlorodibenzo-p-dioxine
DDT	Dichlorodiphényltrichloroéthane
DDE	1,1-dichloro-2,2-bis(p-chlorophényl) éthylène
2,4-D	2,4-dichlorophenoxyacétique acide
FAO	Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture
OMS	Organisation mondiale de la santé
VIF	Variance inflation factor (facteur d'inflation de la variance)
DL <sub>50</sub>	Dose létale 50
HD <sub>5</sub> (50%)	Hazardous dose (dose dangereuse) au 5e percentile de la distribution, calculée avec une probabilité de 50% de sur- ou sous-estimation.

## LISTE DES TABLEAUX

Table 1.	Effect of pesticides, landscape characteristics and other control variables on clutch size, results are averaged using all our models for clutch size.....	44
Table 2.	Effect of pesticides, landscape characteristics and other control variables on hatching success, results are averaged using all our models for hatching success.....	46
Table 3.	Effect of pesticides, landscape characteristics and other control variables on fledging success, results are averaged using all our models for fledging success.....	48
Table S1.	Limits of detection (LOD) and quantification (LOQ) for the 54 pesticides possible to detect in the boluses collected between 2013 and 2018.....	91
Table S2.	Percentages of censored data in our database between 2013 and 2018 (n=2081 insect boluses). Proportion of boluses collected that were under the limit of detection (<LD), proportion of boluses collected that we detected pesticide presence for at least one pesticide, but were not able to quantify their concentrations (LD>LQ), and proportion of boluses collected that we detected and quantify their concentrations (>LQ).....	92
Table S3.	Proportions of pesticides which were among the compounds that our chemical method allowed us to detect for three chemical families (carbamates, organophosphates and neonicotinoids) and the names of	

	pesticides we were able to detect at least once in insect boluses for each of those chemical family (n=2081 insect boluses).....	92
Table S4.	The number of farms (n=40 farms) for each year of the study (n=6 years) where pesticides with potential to produce cocktail effects that our method allowed us to detect were detected together at least once on the same farm and the same year, in the same insects' boluses and/or in different insect boluses (n=2081 insect boluses).....	93
Table S5.	Candidate models for each reproductive variable and their information criterion.....	95
Table S6.	Effect of pesticides, landscape characteristics and other control variables on all three reproductive variables, results are averaged for each reproductive variable using all their respective models. Proxies of pesticide exposure are the number of contaminated boluses and the mean number of pesticides detected per farms in 5 boluses randomly selected multiple times following rarefaction curve method.....	96
Table S7.	Candidate models for each reproductive variable and their information criterion. The mean number of pesticides detected in 5 boluses collected randomly multiple times per farm was used as a pesticide variable that accounted for difference in pesticide detection probability.....	99
Table S8	Percentages of boluses contaminated by at least one of the household products and pharmaceuticals tested in same insects' boluses used for	

	pesticides detection in 2017 (n=240 insect boluses) and 2018 (n=297 insect boluses) and for both years pooled (n=537 insect boluses).....	100
Table S9.	List of different pesticides that can be detected and quantified by the chemical method used in this study.....	101
Table S10.	Summary of the different landscapes characteristics in our study area expressed as relative areas (%) covered by each of these categories in a 500m radius around each nest box between 2013 and 2018.....	103
Table S11	Quantification measurements (>LOQ) of pesticides in insect boluses for all years of the study (2013-2018) in ng/g of dry mass.....	104
Table S12	Non-averaged estimates for the three best models (smaller $\Delta AIC_c$ ), standard error (SE) and confidence intervals (CI inf and sup) for A) clutch size B) hatching success and C) fledging success models.....	105

## LISTE DES FIGURES

Figure 1.	Semences de maïs enrobées et semence de maïs enrobée en germination....	4
Figure 2.	Distribution of the 40 farms (circles) of our study system in Southern Québec, Canada. Farms are located across a gradient of intensive (beige background) to non-intensive agricultural landscapes (green background). Colors of circles represent A) the number of pesticides detected between 2013 and 2018; B) the percentage of contaminated boluses by at least one pesticide based on the total number of boluses collected between 2013 and 2018 (n =2,081 insect boluses).....	41
Figure 3	Diagramme dirigé représentant les liens de causalités possibles entre les pesticides, les insectes, l'environnement, le système immunitaire et endocrinien, les comportements, d'autres processus physiologiques, le succès reproducteur et la survie.....	88
Figure S1	Pearson correlations and $R^2$ between A) total number of boluses harvested and the number of pesticides detected. B) Total number of boluses collected, and the number of boluses contaminated by at least one of the 54 pesticides. C) The number of pesticides detected inside the boluses and the number of boluses contaminated by at least one of the 54 pesticides, for all year (2013 to 2018).....	94

# CHAPITRE 1

## INTRODUCTION GÉNÉRALE

### 1.1 Fondements théoriques

#### *1.1.1 L'intensification agricole*

Au cours des dernières décennies, la population humaine mondiale a augmenté de façon spectaculaire. Cette augmentation de la population et la raréfaction des terres cultivables entraîneront une modification des besoins et des exigences du marché (Blaxter et Robertson, 1995; Zanden, 1991). C'est ainsi qu'une transition rapide d'une agriculture plus traditionnelle vers une agriculture intensive avec un rendement par unité de surface plus élevé a ensuite été observée (Jobin et al., 2004; Blaxter et Robertson, 1995). L'utilisation accrue de machinerie agricole, les apports en produits agrochimiques plus importants, le drainage des terres, la plantation et la récolte plus hâtive sont des pratiques courantes de l'agriculture intensive (Donald et al., 2001; Robinson and Sutherland, 2002). L'intensification de l'agriculture a été caractérisée par une spécialisation croissante dans le processus de production, entraînant une réduction du nombre de récoltes ou d'espèces de bétail, ou les deux, conduisant à la monoculture et à une gestion similaire des champs sur des périodes prolongées (Benton et al., 2002; Matson et al., 1997). La composition de la communauté végétale devient ainsi déterminée par l'agriculteur, et cette dernière est un déterminant important de la biodiversité totale (Matson et al., 1997; Sabatier et al., 2010). Cette intensification favorisa particulièrement les monocultures de soya de maïs, de blé ou autres céréales, plutôt que les cultures fourragères et les pâturages des exploitations laitières (Jobin et al., 2004; statistique Canada, 2016). De telles pratiques, associées à une diversité des cultures et à des rotations simplifiées, s'appliquent également à de vastes étendues de terres, de sorte que les terres agricoles ont été transformées en écosystèmes structurellement simplifiés (Benton et al., 2003).



### 1.1.2 L'intensification agricole et la faune aviaire

L'intensification agricole est liée à la dynamique des populations de plusieurs espèces d'oiseaux (Chamberlain et al., 2000). Alors que certaines populations ont augmenté en abondance comme l'oie des neiges (*Chen caerulescens*), le goéland à bec cerclé (*Larus delawarensis*) et le pigeon commun (*Columba livia*) (Gauthier et al., 2005), plusieurs autres espèces agricoles connaissent un déclin (Fuller et al., 1995; Stanton et al., 2017; Donald et al., 2001). Le déclin de la guildes des insectivores aériens, qui comprend plusieurs espèces liées aux milieux agricoles, est particulièrement alarmant : un déclin de 39,5% a été signalé en Amérique du Nord entre 1966 et 2013 (Nebel et al., 2010; Stanton et al., 2018). Des déclins similaires liés à l'intensification agricole pour cette guildes sont également documentés en Europe (Benton et al., 2002; Bowler et al., 2019; Donald et al., 2001). Plusieurs facteurs liés à l'intensification peuvent être responsables de ces déclins tels que la réduction de la disponibilité en nourriture, la perturbation humaine, l'augmentation des risques de prédation, la destruction des nids par des opérations mécaniques, les effets toxiques des intrants agrochimiques (p. ex. les pesticides), etc. (Benton et al., 2003; Green et Balmford, 2005; Stanton et al., 2018; Tews et al., 2013).

L'intensification agricole est considérée comme l'une des plus grandes menaces envers les espèces aviaires (Green et al., 2005). Plusieurs études ont observé des effets négatifs de l'augmentation de paysage qualifié comme intensif sur les espèces aviaires (Bowler et al., 2019; Ghilain et Bélisle, 2008; Stanton et al., 2016). L'une d'elles fait mention d'un gain de croissance plus faible chez les oisillons d'un insectivore aérien en milieu où le pourcentage de paysage intensif autour de leurs nids est grand (Kentie et al., 2013; Lamoureux, 2010). Aussi, les résultats d'une étude montrent une mortalité plus grande des oisillons en milieu plus intensif (Ghilain et Bélisle, 2008). Ainsi l'intensivité agricole peut affecter le succès reproducteur des insectivores aériens (Ghilain et Bélisle, 2008). Plusieurs facteurs au sein de l'intensification agricole ont été suggérés pour expliquer les déclins observés.

Néanmoins, les effets des pesticides sur les espèces non ciblées pourraient jouer un rôle dans ces déclin, et il a été montré qu'ils sont corrélés au déclin des espèces d'oiseaux (Mineau et Whiteside, 2013; Stanton et al., 2018; Hallmann et al., 2014).

### *1.1.3 Les pesticides agricoles*

#### 1.1.3.1 Les pesticides et l'environnement

L'intensification agricole s'accompagne d'une utilisation accrue en pesticides agricoles (DiBartolomeis et al., 2019; Douglas et Tooker, 2015; gouvernement du Québec, 2016). Un pesticide est une substance utilisée pour lutter contre des organismes considérés comme nuisibles. C'est un terme générique qui rassemble les insecticides, les fongicides, les herbicides, les parasitiques, les algicides, etc. En milieu agricole, certains agriculteurs les utilisent donc afin de contrôler les pestes, qui peuvent dans certains cas réduire leur rendement de production. Dans les milieux agricoles intensifs, l'utilisation de semences enrobées (Fig.1) est une pratique courante et en expansion (Douglas et Tooker, 2015; Elbert et al., 2008). En effet, en 2011, 34 à 44% des cultures de soya et 79 à 100% des cultures de maïs aux États-Unis utilisaient des semences enrobées par des insecticides néonicotinoïdes (Douglas et Tooker, 2015). Ces semences, sont aussi souvent enrobées d'engrais, d'agents attractifs ou répulsifs pour l'humidité, des régulateurs de croissance des plantes, de l'inoculum de rhizobium, d'autres produits chimiques, et différents pesticides. Ceux-ci sont ajoutés aux semences par des agents adhésifs pour augmenter la performance et la germination des semences (Ehsanfar et Modarres-Sanavy, 2005). Les pesticides contenus dans ces semences sont ensuite absorbés en partie par la plante en croissance et distribués à tous les tissus (Elbert, et al., 2008). Des herbicides peuvent également être pulvérisés pendant l'ensemencement des semences enrobées et/ou plus tard dans la saison (ministère de l'Agriculture, de l'Alimentation et des Affaires rurales 2019a; ministère de l'Agriculture, de l'Alimentation et des Affaires rurales 2019b).



**Figure 1. Semences de soya enrobées et semence de soya enrobée en germination.**

Les formules de pesticides utilisées en milieux agricoles contiennent plus d'une substance. Elles comprennent un composé actif qui assurera la fonction principale du pesticide, d'autres composés assurant la solubilité du produit dans l'eau ou dans l'huile et d'autres, destiné à améliorer son efficacité d'action. Ces derniers sont appelés composés inertes (Cox et Sorgan, 2006). Tous ces composés peuvent être transformés par différents processus biotiques et abiotiques dans l'environnement (Sinclair et Boxall, 2003). Les produits de transformation vont, dans de rare cas, présenter une toxicité supérieure au produit actif non transformé (Sinclair et Boxall, 2003). Certains produits de transformation peuvent avoir des effets sur les espèces qui y sont exposées, tels que provoquer des perturbations endocriniennes ou autres effets chroniques importants (Fenner et al., 2013).

Les pesticides peuvent également migrer des cultures visées, et se propager ailleurs dans l'environnement. Par exemple, une certaine proportion de l'enrobage des semences est perdue pendant l'ensemencement, malgré l'amélioration des techniques d'ensemencement (Tapparo et al., 2012; Wood et Goulson, 2017). Ceci peut créer une poussière qui peut être suffisamment importante pour causer des effets toxiques chez certaines espèces d'insectes (Goulson, 2013; Krupke et al., 2012). Ces poussières peuvent aussi se déposer en bordure de champs (Krupke et al., 2012). Ce relâchement d'ingrédients actifs est augmenté lorsque de la poudre de talc ou de graphite est ajoutée aux semences, ce qui est une pratique courante en Amérique du Nord (Goulson, 2013). Seulement 5 % des insecticides néonicotinoïdes qui se trouvent au sein de l'enrobage des semences est absorbée par les plantes cultivées, le reste étant perdu dans l'environnement (Sur et Stork, 2003). Les pesticides peuvent également se retrouver dans les eaux souterraines en étant transportés par la pluie ou l'irrigation, puis se rendre jusqu'aux cours d'eau plus importants (Environnement Canada, 2011). Une certaine proportion des pesticides utilisés peut également être transportée dans l'atmosphère pendant ou après leur application, et peut, suivant des précipitations, contaminer d'autres régions (Environnement Canada, 2011).

Certains pesticides peuvent persister dans l'environnement durant de longues périodes (Goulson, 2013; Krupke et al., 2012). Afin de réduire les impacts potentiels de l'utilisation d'un pesticide, il est préférable qu'il maintienne son activité assez longtemps pour accomplir sa tâche, mais se décompose ensuite en produits inoffensifs avant qu'il ne soit utilisé de nouveau. Toutefois, cela ne semble pas toujours être le cas. Les pesticides utilisés lors d'une année pourraient toujours être présents lors des années suivantes, ce qui pourrait exposer les espèces à plus d'un pesticide à la fois (Guenzi et Hiltbold, 1974). La persistance d'un pesticide dans l'environnement dépend de plusieurs éléments tels que les conditions météorologiques, l'équipement permettant l'application du produit, la taille des gouttelettes lors de l'épandage et leur évaporation, le taux d'application sur les cultures, la nature chimique du pesticide utilisé, et bien d'autres éléments (Boesten et van der Linden, 1991; Guenzi et Hiltbold, 1974; Willis et McDowell, 1987). La persistance des pesticides dans les sols peut varier de quelques semaines à plusieurs années (Guenzi et Hiltbold, 1974). De façon générale les pesticides les plus persistants dans les sols sont les insecticides organochlorés, suivis des herbicides triazines et urées (Guenzi et Hiltbold, 1974). Aussi, l'application répétée de néonicotinoïdes sur plusieurs années provoque une accumulation de leurs concentrations présentes dans les sols (Goulson, 2013; Krupke et al., 2012). Les pesticides peuvent également persister en milieu aquatique comme dans les sédiments, et être bioaccumulés dans la faune aquatique tels que les poissons et les invertébrés (Katagi, 2010; Katagi et Tanaka, 2016).

#### 1.1.3.2 Les effets cocktails

Lorsque plusieurs pesticides sont présents simultanément dans l'environnement, ils peuvent, lorsque les concentrations sont suffisantes, provoquer des effets « cocktails » (Cedergreen, 2014). Les effets cocktails apparaissent lorsque des composés exercent conjointement un effet différent sur les espèces exposées, que lorsqu'ils sont seuls (Cedergreen, 2014). En ce qui concerne les pesticides, les effets cocktails rencontrés le plus souvent sont des effets additifs (Cedergreen, 2014). Ceux-ci se définissent comme la somme des puissances toxiques des composés individuels (Laetz et al., 2009). Dans d'autres cas, les pesticides peuvent provoquer

des effets synergiques (Cedergreen, 2014), se définissant comme ayant un effet supérieur à la somme de leurs effets pris séparément. Dans de plus rares cas chez les pesticides, les effets cocktails rencontrés peuvent être antagonistes (Cedergreen, 2014). Ceux-ci agissent de façon à bloquer ou à diminuer l'effet physiologique de l'autre composé dans le corps de l'organisme (Loichot et Grima, 2004). À titre d'exemple d'effets cocktails, un composé chimique peut affecter l'absorption d'un autre. L'ajout d'atrazine au chlorpyrifos augmente son absorption de 40% chez les larves de moustiques (Belden et Lydy, 2000). Également, une autre étude montre que des effets synergiques et additifs peuvent être rencontrés chez les poissons exposés aux pesticides à des concentrations réalistes par rapport à ce qu'il est possible de retrouver dans l'environnement (Laetz et al., 2009). La combinaison de l'atrazine avec des organophosphorés entraînerait une diminution significative de l'activité de l'acétylcholinestérase (voir section 1.1.7) chez les invertébrés, et ce, de manière plus importante qu'avec des doses d'organophosphorés uniquement (Anderson et Lydy, 2002). Ainsi, des effets synergiques ou additifs des pesticides pourraient être retrouvés dans l'environnement, mais peu ont étudié ce genre d'effets en milieux naturels.

#### *1.1.4 Les pesticides et la faune non visée*

Très peu de connaissances existent sur les effets des pesticides en milieu naturel. Dans ces milieux, les espèces peuvent être exposées de manière chronique (petites doses sur une longue période) à plusieurs pesticides, et y subir des effets létaux (qui peuvent provoquer la mort) ou sublétaux (qui nuisent sans provoquer la mort). L'exposition à ces composés en milieu naturel peut se faire par contact direct (exposition cutanée, orale par lissage des plumes, etc.), par l'entremise de l'air ou de l'eau, ou par la contamination dans la chaîne alimentaire (Driver et al., 1991; Vyas et al., 2007; Zlatnik, 2016). La majorité des études axée sur les effets toxicologiques potentiels des pesticides sont menées en laboratoire ou sur des espèces de laboratoires (Mineau et Tucker, 2002). C'est à partir de ces tests en laboratoire que sera développée l'homologation des pesticides. Toutefois, plusieurs scientifiques critiquent cette façon de faire puisque ces tests pourraient ne pas être représentatifs des impacts réels des

pesticides sur les espèces non visées en milieux naturels (Gibbons et al., 2015; Köhler et Triebkorn, 2013; Mineau, 2004; Mineau, 2005). Dans certains cas, les résultats de ces tests pourraient sur- ou sous- estimer la toxicité des pesticides (Mineau, 2005). Ainsi, l'extrapolation des résultats des tests de toxicité des pesticides effectués en laboratoire à des milieux naturels présente certaines limites qui seront discutées dans cette section.

D'abord, ces tests vont le plus souvent évaluer la sensibilité de quelques espèces, par exemple, le Canard colvert (*Anas platyrhynchos*), la Caille (*Coturnix coturnix*), et le Colin de virginie (*Colinus virginianus*). Cependant, il existe de la variation interspécifique au niveau de la sensibilité et de la vulnérabilité aux contaminants (Mineau et Palmer, 2013). La vulnérabilité d'une espèce est une combinaison de son exposition potentielle, de sa sensibilité au type de polluant, de sa capacité de récupération, etc. (Lange et al., 2009). Sa sensibilité, quant à elle, est plutôt fonction des traits physiologiques et morphologiques de l'espèce (Baird et Brink, 2007). Par exemple, les espèces occupant les milieux agricoles, étant donné leur préférence d'habitat, pourraient être plus vulnérables aux pesticides comparativement à d'autres espèces, puisque la probabilité qu'ils entrent en contact avec ces contaminants pourrait être plus grande (Douglas et Tooker, 2015; Elbert et al., 2008). Aussi, la vulnérabilité et la sensibilité aux contaminants varient entre les espèces d'oiseaux nidifuges et nidicoles (Ottinger et Dean, 2011; McNabb et al., 1984). Elles varient également selon les stratégies alimentaires et le taux d'alimentation des espèces (Hoffman et al., 2003; Ottinger et Dean, 2011; Van Leeuwen et Hermens, 1995). Effectivement, du fait de la forte dépendance des oisillons nidicoles à leurs parents, ceux-ci pourraient être plus vulnérables à certains contaminants, puisqu'à la fois eux-mêmes et leurs parents pourraient en subir des effets (Grue et Shipley, 1984). Il existe également des différences entre les oiseaux nidifuges et nidicoles par rapport à la période durant laquelle ils sont les plus vulnérables à certains contaminants (ex. perturbateurs endocriniens) (Ottinger et Dean, 2011). Ces différences seront brièvement discutées dans la section 1.1.6. Aussi, comme les concentrations en contaminants varient considérablement d'une proie à l'autre, les stratégies d'alimentation des espèces déterminent en grande partie la concentration de contaminants dans les organismes (particulièrement leur contamination par voie orale). Les oiseaux carnivores (ex.

insectivores, piscivores, etc.) auraient des concentrations supérieures en contaminants comparativement à des espèces herbivores, étant donné la bioaccumulation des contaminants au sein de la chaîne trophique (Hoffman et al., 2003; Van Leeuwen et Hermens, 1995). De plus, le taux d'absorption en contaminants peut être influencé par le taux d'alimentation (Drouillard et Norstrom, 2002). Celui-ci peut être différent entre espèces en fonction de leurs besoins énergétiques (Van Leeuwen et Hermens, 1995). Ainsi, la mortalité ou l'intensité des effets suivant l'exposition aux pesticides semble être davantage liée aux préférences d'habitat, aux conditions physiologiques ou au comportement d'alimentation, et donc, à des différences de vulnérabilité et de sensibilité entre espèces (Grue et al., 1997). Il s'agit d'éléments qui ne sont pas considérés dans les études en laboratoire déterminant la toxicité des pesticides.

Dans la majorité des tests en laboratoire, c'est la toxicité aiguë de différents contaminants qui est déterminée chez ces quelques espèces mentionnées précédemment (ex. chez la Caille; *Coturnix coturnix*). Cette toxicité se définit comme étant la toxicité induite par l'administration, soit d'une dose unique et massive, ou de plusieurs doses, sur un court laps de temps (habituellement moins de 24 heures) d'un produit toxique. La valeur la plus citée dans l'industrie chimique est la dose létale médiane ( $DL_{50}$ ). Cette dernière représente la concentration de la substance qui risque de provoquer la mort de 50 % des individus exposés ( $DL_{50}$ ) sous des conditions expérimentales précises. Plus précisément, la  $DL_{50}$  est une façon de mesurer le potentiel toxique à court terme d'une matière. En raison de l'abondance de données sur les doses létales, les concentrations en pesticides dans l'environnement sont souvent comparées à la plus faible  $DL_{50}$  disponible (Luttik et Aldenberg, 1997). Étant donné les différences de sensibilité toxicologique entre espèces d'oiseaux, une autre méthode peut-être plus acceptable pour extrapoler les données de laboratoire aux milieux naturels a été proposée. Il s'agit de l'estimation des doses dangereuses à 5 % ( $HD_5$ ) à partir des données de toxicité orale aiguë. Ceci représente la quantité de pesticide en mg de produit chimique par kg de poids corporel, estimée à 50% de mortalité chez une espèce plus sensible que 95% des espèces d'oiseaux. Cette valeur est également calculée avec une probabilité de 50% de sur- ou sous-estimation ( $HD_5(50\%)$ ) (Luttik et Aldenberg, 1997; Mineau et al., 2001; Mineau et Palmer, 2013). Ces valeurs de référence sont



suffisamment inclusives pour la plupart des oiseaux, quelle que soit leur taille, et donc, tiennent compte de certaines différences de sensibilité entre espèces (Mineau et al., 2001). Selon ces valeurs, le pesticide le plus dangereux pour les oiseaux était le thiofanox, avec un  $HD_{50}(50\%)$  de 0,12 mg/kg de masse corporelle (Mineau et al., 2001). Le thiofanox représenterait donc un haut risque pour les espèces aviaires, car une faible dose de celui-ci serait nécessaire pour produire des effets néfastes. Toutefois, ce pesticide était considéré comme modérément toxique pour les oiseaux selon les valeurs de dose létale médiane ( $DL_{50}$ ) déterminées par les tests de toxicité aiguë en laboratoire (Mineau et al., 2001). Ceci illustre des limites de la méthode utilisée par les tests en laboratoire afin d'évaluer les risques des pesticides sur la faune sauvage.

Ensuite, les tests en laboratoire afin de déterminer la toxicité des pesticides présentent d'autres limites. En effet, les pesticides pourraient également avoir des effets sur certains comportements (Grue et al., 1997), ce qui est rarement vérifié ou pris en compte dans ce genre d'évaluation des risques des pesticides. Aussi, les tests en laboratoires ne testent que rarement les effets des composés inertes qui font partie de la formule finale du pesticide utilisée en milieux agricoles. Comme mentionné, certaines études suggèrent que la présence de divers ingrédients inertes au sein de la formule d'un pesticide peut augmenter sa toxicité (Cox et Sorgan, 2006; Oakes et Pollak, 1999; Swann et al., 1996). Une étude montre que l'ingrédient inerte peut agir comme perturbateur endocrinien, alors que cela peut ne pas être le cas pour l'ingrédient actif (Walsh et al., 2000). Des effets des ingrédients inertes sur les espèces aviaires sont aussi décrits dans la littérature. On y décrit des échanges de chromatides sœurs plus fréquents chez les embryons d'oiseaux exposés à la formule complète qu'en présence du composé actif seul, soit le 2,4-dichlorophenoxyacétique acide (2,4-D) (Arias, 2003). C'est pourquoi les résultats de ces études en laboratoire pourraient mal représenter les effets des pesticides sur la faune non ciblée en milieu naturel.

Certaines rares études ont évalué les effets des pesticides en milieux naturels. Parmi celles-ci (celles qui portent sur les espèces d'oiseaux), certaines ont constaté un effet sur la reproduction, comme sur la fertilité des œufs et la survie des oisillons (Bishop et al., 2000). D'autres ont constaté des perturbations hormonales (Mayne et al., 2005) ou d'autres effets comme sur les comportements parentaux (Bishop et al., 2000). D'autres n'ont vu aucun effet de l'exposition à des pesticides sur les concentrations en hormones chez les adultes d'une espèce d'oiseau nichant en milieu agricole, mais en ont vu chez leurs oisillons (Bishop et al., 1998). Certaines ont montré une corrélation positive entre le nombre d'applications de différents pesticides pendant le stade des œufs, et la concentration en hormones thyroïdiennes chez les oisillons provenant de ces oeufs (Mayne et al., 2005). Cette dernière étude illustre de l'importance de tenir compte des effets cocktail potentiels. Une autre montre une inhibition de la cholinestérase chez les adultes exposés aux organophosphorés, dans le même type de système d'étude (Burgess et al., 1999). Les résultats des études effectués en milieux naturels ne semblent pas toujours observer des effets des pesticides sur le succès reproducteur des oiseaux exposés (Bishop et al., 1999; Custer et al., 1998). Néanmoins, la plupart de ces études ont porté sur les effets d'un petit nombre de contaminants sur une courte période (souvent 2 ans) et sur un nombre de sites limités (<7 sites). Dans d'autres cas, les sites utilisés sont parfois des sites fortement contaminés, ne pouvant donc pas vérifier les effets de différents niveaux de contamination. Les espèces peuvent être exposées, pendant de longues périodes, à de nombreux pesticides différents à faible dose en milieu naturel, et cette co-exposition pourrait produire des effets cocktails chez les oiseaux (Pandey et Mohanty, 2017; Sughrue et al., 2008; Mayne et al., 2005; Cedergreen, 2014). Ces éléments illustrent le besoin d'études à long terme en milieux naturels avec des concentrations et des expositions représentatives des milieux agricoles.

#### 1.1.5 Effets directs létaux des pesticides

Il existe plusieurs cas documentés d'empoisonnement mortels aux pesticides chez les oiseaux, mais il est probable qu'ils ne représentent que la pointe de l'iceberg. L'empoisonnement mortel des oiseaux passe souvent inaperçu parce qu'ils peuvent s'éloigner du site d'empoisonnement avant de mourir, ou les carcasses peuvent être prélevées par des charognards. De plus, les oiseaux malades pourraient être plus difficiles à détecter, dû à leur plus faible mobilité. C'est pourquoi la mortalité causée par l'intoxication par des pesticides n'est souvent constatée qu'après des événements de décès massifs (Cox, 1991; Mineau et Tucker, 2002). Par exemple, 160 bernaches du Canada (*Branta canadensis*) sont mortes après l'application de trois insecticides inhibiteurs de cholinestérase dans un champ adjacent à leur site de nidification. Les doses d'application pour chaque pesticide étaient inférieures aux doses recommandées, mais la combinaison des trois pesticides aurait causé la mort des oies (Blus et al., 1991). Un autre cas bien connu est celui de la mort d'une centaine de mouettes atricilles (*Leucophaeus atricilla*) après l'application de parathion dans un champ de coton. Les oiseaux sont morts après avoir ingéré des insectes contaminés provenant du champ de coton (White et al., 1983). Plusieurs autres cas de mortalité en milieu naturel reliés à l'exposition aux pesticides par l'entremise de différentes voies sont également retrouvés dans la littérature (Dietrich et al., 1995; Fleischli et al., 2004; Fleming et al., 1982).

### *1.1.6 Effets directs sublétaux des pesticides*

#### 1.1.6.1 Les rétinoïdes

Les rétinoïdes font partie d'une classe de composés chimiques dérivés de la vitamine A. Cette vitamine est présente en grande partie dans l'environnement sous forme de rétinol. Le rétinol peut être modifié chimiquement pour devenir de l'acide rétinoïque ou du palmitate de rétinyle (Blomhoff et Blomhoff, 2006). Plus de 95% des réserves de rétinoïdes de l'organisme sont emmagasinées dans le foie sous forme de palmitate de rétinyle (Fox, 1993). Cet ester peut ensuite être hydrolysé en rétinol selon l'apport alimentaire et les exigences physiologiques. Cette vitamine remplit plusieurs fonctions importantes : elle joue un rôle au niveau de la vision, l'entretient des cellules épithéliales, de l'immunocompétence, de la reproduction, du développement embryonnaire et du développement (Blomhoff et Blomhoff, 2006; Fox, 1993).

Plusieurs contaminants environnementaux, dont certains pesticides agricoles persistants, peuvent affecter la concentration en rétinol chez les espèces sauvages qui y sont exposées (Boily et al., 2005; Bosveld et al., 1995; Boyer et al., 2000; Fox, 1993). Il est reconnu que certains composés chimiques incluant le PCB (polychlorobiphényle), le PBB (polybromobiphényle), le TCDD (2,3,7,8-Tétrachlorodibenzo-p-dioxine), le DDT (dichlorodiphényltrichloroéthane), le dieldrin et autres peuvent perturber le métabolisme de la vitamine A, provoquant un appauvrissement en vitamine A dans le corps (Fox, 1993). Chez les oiseaux, une carence en vitamine A se traduit en une mauvaise condition corporelle, une diminution de la production en œufs et du succès d'éclosion chez les œufs fertiles (Fox, 1993). La vitamine A joue également un rôle important au niveau du système immunitaire. Une réduction de la réponse immunitaire aux infections est l'un des premiers signes observés d'une déficience en vitamine A chez les poussins de poule d'élevage (*Gallus gallus domesticus*) (Davis et Sell, 1986; Friedman et Sklan, 1997). Il a été montré que les vitamines maternelles contenues dans les œufs de l'Hirondelle rustique (*Hirundo rustica*) peuvent avoir un effet majeur sur les oisillons. Plusieurs de ces vitamines, y compris les rétinoïdes, favorisent une composante fondamentale de l'immunité qui

prédit la survie des oisillons (Christe et al., 1998; Saino et al., 1997; Saino et al., 2003). La vitamine A est essentielle à la croissance et la reproduction chez la faune. Tout composé environnemental altérant sa fonction peut donc être considéré comme préoccupant.

#### 1.1.6.2 Les hormones, la reproduction et les pesticides perturbateurs endocriniens

Certains pesticides sont des perturbateurs endocriniens (Mnif et al., 2011), c'est-à-dire qu'ils peuvent altérer la fonction endocrine, en interférant avec la production, la libération, le transport, le métabolisme, la liaison, l'action ou l'élimination des hormones responsables du maintien de l'homéostasie et de la régulation du développement de l'organisme (Cravedi et al., 2007). Dans tous les cas, ces éléments finissent par mettre en jeu des mécanismes relevant, à un niveau ou à un autre, de l'homéostasie hormonale (Cravedi et al., 2007). Parmi les composés étant reconnus comme perturbateur endocrinien, 46% sont des insecticides, 21% sont des herbicides et 31% sont des fongicides (Mnif et al., 2011). Tout composé perturbateur endocrinien peut nuire aux capacités de reproduction, à la capacité de s'adapter aux défis environnementaux ou de s'adapter à la température ou aux facteurs de stress métabolique (Ottinger et Dean, 2011). L'impact à la suite de l'exposition à de tels composés dépend de la dose, du temps d'exposition, et du stade de vie des organismes exposés. Le stade de vie du développement étant le plus vulnérable chez la majorité des espèces (Ottinger et Dean, 2011).

Au niveau de la reproduction chez les oiseaux, les hormones jouent des rôles variés et importants, tel que la formation et l'apport de jaune dans les œufs pour l'embryon en développement (Ottinger et Bakst, 1995; Tyler et al., 1998), le développement sexuel et embryonnaire (Groothuis et al., 2005; Wagner et al., 2008) et la croissance suivant l'éclosion (McNabb, 2007). C'est le cas pour les hormones thyroïdiennes (eg. T<sub>3</sub>, T<sub>4</sub>) et stéroïdiennes sexuelles (ex. œstrogènes, progestatifs, androgènes) qui entrent en jeu dans ces processus. Comme mentionné, il existe de la variation interspécifique au niveau de la sensibilité et de vulnérabilité aux contaminants (Baird et Brink, 2007; Lange et al., 2009; Mineau et Palmer, 2013). La vulnérabilité à un contaminant peut également être influencée par le moment auquel

un individu se retrouve exposé. Certaines périodes dans la vie des oiseaux les rendent plus vulnérables à certains contaminants. Par exemple, les oiseaux nidifuges seraient les plus vulnérables aux effets des perturbateurs endocriniens pendant le stade de développement embryonnaire, car ils subissent une différenciation sexuelle (mettant en jeu différentes hormones) pendant ce stade (Ottinger et Dean, 2011; McNabb et al., 1984). Tandis que dans le cas qui nous intéresse, c'est-à-dire l'impact des composés perturbateurs endocriniens chez les espèces d'oiseaux nidicoles, ceux-ci semblent demeurer vulnérables à l'exposition à ce type de composé tout au long de leur vie (Ottinger et Dean, 2011).

Chez les espèces ovipares, ces hormones peuvent être transférées de la mère aux œufs pendant la maturation des follicules (Groothuis et Schwabl, 2008; Schwabl, 1993; Tyler et al., 1998). Une étude a montré qu'il existait une grande variation interspécifique chez les oiseaux nidicoles entre les niveaux de concentration en hormones stéroïdiennes transférées par la mère dans leurs œufs (Merrill et al., 2019). Cette même étude suggère que les femelles pourraient avoir un impact sur leurs oisillons par l'entremise de changements d'allocation en hormones dans leurs œufs (Groothuis et al., 2005; Merrill et al., 2019). Ainsi, certaines perturbations endocriniennes pourraient être transgénérationnelles par le transfert maternel de ces composés dans les œufs, ou par les perturbations endocriniennes de la mère (Colborn et al., 1993; Ruuskanen et al., 2019; Vos et al., 2000). Les hormones auxquelles ceux-ci sont exposés tôt dans leur vie peuvent influencer un large éventail de processus qui peuvent avoir des conséquences à court et à long terme (Groothuis et al., 2005). Les hormones transférées par la mère dans leurs œufs sont reconnues pour influencer le développement, la physiologie, la morphologie, l'immunité, le comportement et la survie de ses jeunes (Groothuis et al., 2005; Ruuskanen, 2015; Ruuskanen et Hsu, 2018).

Quelques exemples d'effets des perturbations endocriniennes par les pesticides chez les oiseaux sont retrouvés dans la littérature, tels qu'une féminisation des oiseaux menant à un mauvais succès reproducteur après exposition à des organochlorés DDT et DDE (1,1-dichloro-2,2-bis(p-chlorophényl) éthylène) (Fry et Toone, 1981). Tel que mentionné, les hormones stéroïdiennes

sexuelles sont également liées à plusieurs comportements reproducteurs et le développement de caractères sexuels secondaires. Il a été montré que l'exposition à certains pesticides pouvait influencer ces hormones et ces éléments chez les oiseaux (Pandey et al., 2017). Les perturbations endocriniennes causées par les pesticides peuvent également réduire la fertilité, le succès d'éclosion et la survie de la progéniture des oiseaux exposés (Crisp et al., 1998). Certains pesticides perturbateurs endocriniens peuvent perturber des voies neuroendocrines, et ainsi perturber certains comportements reproducteurs (Ottinger et Dean, 2011; Pandey et al., 2017).

Par ailleurs, les systèmes immunitaire et endocrinien interagissent entre eux et interagissent avec l'environnement pour coordonner les mécanismes adaptatifs qui assurent le maintien de l'homéostasie (O'Connor et al., 2009). Plus précisément, certains processus immunitaires sont modulés par le système endocrinien (Casto et al., 2001). Certaines études utilisant des cellules humaines ou des souris de laboratoire ont montré que des perturbateurs endocriniens peuvent altérer la réponse immunitaire par divers mécanismes, et ainsi affecter l'acquisition ou la progression de maladies inflammatoires, et dans certains cas, peuvent réduire l'immunité (Kuo et al., 2012; Lopez-Antia et al., 2015; Rogers et al., 2013). Ainsi certains contaminants de ce type pourraient être immunotoxiques (Vos et al., 2000). Cette influence sur le système immunitaire peut avoir divers effets sur la reproduction qui seront discutés dans la prochaine section de ce mémoire (1.1.7). En somme, certains pesticides peuvent affecter le système endocrinien par différentes voies, notamment les voies régulées par les œstrogènes, les androgènes, la thyroxine, les glucocorticoïdes et les rétinoïdes (Vos et al., 2000), ce qui peut avoir différents effets au niveau de la reproduction.

### 1.1.6.3 Les perturbateurs neurologiques

Certaines classes de pesticides, comme les organophosphorés et les carbamates ont un mode d'action spécifique, qui peut perturber le fonctionnement normal du système nerveux des vertébrés. Ils agissent sur une famille d'enzymes appelée cholinestérase. Ces enzymes permettent de catalyser la réaction d'hydrolyse du neurotransmetteur acétylcholine en choline et en acide acétique (Colovic et al., 2013). Les cholinestérases incluent deux types, soit l'acétylcholinestérase et les pseudocholinestérase (aussi appelé plasma cholinestérase). La première étant retrouvée dans plusieurs types de tissus incluant les muscles, les nerfs, les cellules sanguines et dans les tissus du système nerveux central et périphériques, et la deuxième est retrouvée principalement dans le foie (Colovic et al., 2013). L'acétylcholinestérase possède une fonction essentielle dans le corps des vertébrés : permettre aux récepteurs cholinergiques de revenir à l'état de repos après leur activation par des influx nerveux (Colovic et al., 2013; Mineau et Tucker, 2002). Cette enzyme est donc très importante. Aucun messenger chimique n'est plus important que l'acétylcholine, car peu de processus physiologiques ne sont pas affectés à un moment ou un autre par celui-ci (Mineau et Tucker, 2002).

Certains insecticides sont des inhibiteurs d'acétylcholinestérase, c'est cette inhibition qui provoque la mort des insectes exposés. Néanmoins, selon plusieurs études, cette inhibition peut aussi être observée chez les vertébrés non visés, dont les oiseaux (Dubois, 1969; Laetz et al., 2009; Martin et al., 1996; Swann et al., 1996; White et al., 1983). Ces derniers seraient par ailleurs particulièrement sensibles à l'action négative de ces composés (Grue et al., 1997). Mineau et al. (2001) ont comparé des pesticides et leurs risques pour les oiseaux (comparaison des valeurs de  $HD_{50}$ ), et ont déterminé que les pesticides les plus dangereux sont, le plus souvent, des insecticides inhibiteurs de cholinestérase (Mineau et al., 2001). Par ailleurs, l'une des causes les plus fréquemment diagnostiquées de la mort des oiseaux en milieu naturel liée aux pesticides est l'inhibition enzymatique (inhibition de la cholinestérase) (Cox, 1991). L'inhibition de l'activité de cette enzyme va créer une accumulation d'acétylcholine au niveau des synapses nerveuses (Van Scoy et Tjeerdema, 2014). Cette accumulation dans les synapses



peut avoir plusieurs conséquences, comme : entraîner une stimulation continue des muscles, des crises, la paralysie, l'épuisement et éventuellement la mort (Van Scoy et Tjeerdema, 2014; Mineau et Tucker, 2002). Elle peut aussi mener à la dilatation et la constriction des pupilles, à une accélération ou un ralentissement du rythme cardiaque, à l'impaction alimentaire, à une respiration rapide, des tremblements, des vomissements, des convulsions, etc. (Mineau et Tucker, 2002). Des effets sur la thermorégulation sont aussi rencontrés, ce qui peut mener à de l'hypothermie (Grue et al., 1997). Ainsi, l'exposition à ces composés peut avoir des conséquences létales chez les oiseaux.

Des effets sublétaux sont également liés à l'exposition à certains pesticides inhibiteurs de cholinestérases. Ces pesticides sont des toxines neurotropes qui peuvent, à faibles doses, avoir des effets neurologiques perturbant divers comportements (Hart, 1993; Grue et al., 1982). Par exemple, chez les oiseaux, des modifications du comportement parental (Grue et al., 1982), de parade nuptiale, d'accouplement, de territorialité (Haegele et Hudson, 1977; Mitra et al., 2011), de ponte (Stromborg, 1977), de vols et de chants (Hart, 1993) ont été rapportées en lien avec l'exposition à ce type de composés. Un exemple décrit des changements dans les comportements de nourrissage suivant l'exposition à des pesticides ayant ce mode d'action. L'exposition à ces composés provoqua la perte de poids des oiseaux (Colin de virginie (*Colinus virginianus*)), ce qui provoqua ensuite une réduction du nombre d'œufs pondus par ces derniers (Stromborg, 1986). Un autre exemple montre une augmentation de la susceptibilité à la prédation causée par un changement de comportement des oiseaux après l'exposition à un pesticide de ce type (Galindo et al., 1985). Ces inhibiteurs peuvent aussi provoquer, de la léthargie, de l'hyperactivité ou des problèmes de vocalisation (Mineau et Tucker, 2002; Hart, 1993). Une exposition à ces composés peut causer des problèmes d'apprentissage et de mémoire, ce qui pourrait affecter la capacité de recherche en nourriture, et diminuer son efficacité (Grue et al., 1997).

D'autres articles décrivent des comportements d'incubation altérés chez plusieurs espèces après leur exposition à un pesticide (Bennett et al., 1991; White et al., 1983). Une étude décrit une réduction du temps passé à incuber les œufs 2 à 3 jours suivant l'exposition à ces composés, puis s'estompant à la suite du quatrième jour (White et al., 1983). Une autre étude décrit les mêmes résultats, mais l'altération du comportement d'incubation perdura pendant au moins 6 jours (Grue et al., 1997). Également, les femelles de cette étude avaient une fréquence de sortie du nid plus faible, ce qui provoqua une perte de poids chez ses jeunes (Grue et al., 1997). D'autres études décrivent des comportements d'incubation anormaux incluant des abandons et des périodes prolongées hors du nid (Bennett et al., 1991). Des oiseaux exposés à une nourriture contaminée par de la dieldrine se mettaient à couvrir en s'accroupissant à côté de leur nid (Libbey, 1991). Ainsi, les pesticides peuvent avoir des effets sur différents comportements chez les oiseaux, y compris sur le comportement d'incubation (Bennett et al., 1991). En somme, ces effets des pesticides sur les comportements peuvent être causés par une inhibition de l'acétylcholinestérase, ou par des perturbations de voies neuroendocrines (Ottinger et Dean, 2011). Ce genre d'effets sur le comportement pourraient avoir des effets néfastes sur le succès reproducteur des espèces.

#### *1.1.7 Effets indirects des pesticides*

Les pesticides peuvent ainsi présenter des effets toxicologiques qui sont souvent qualifiés d'effets directs, mais ils peuvent également avoir des effets indirects sur les espèces exposées. Par exemple, ils peuvent perturber des relations prédateurs-proies ou parasites-hôtes (Köhler et Triebkorn, 2013). Les effets indirects pourraient, dans certains cas, être plus difficiles à détecter que les effets directs, mais leur importance pourrait être tout aussi grande.

Plusieurs espèces d'oiseaux ont un régime alimentaire au moins partiellement insectivore, par exemple, pendant le stade d'oisillon, afin de répondre aux besoins nutritionnels liés à la croissance de ceux-ci (Bell, 1990; Johnson et Boyce, 1990; Johnston, 1993). Dans le cas de ces espèces, un effet indirect de l'utilisation des pesticides pourrait également être responsable en

partie de leur déclin. En effet, leur utilisation pourrait causer une diminution de l'abondance de leur nourriture (Nebel et al., 2010). Les insectes dont ces espèces se nourrissent présentent aussi une réduction de leurs populations (Hallmann et al., 2017, Sánchez-bayo et Wyckhuys, 2019). Les déclin d'insectes pourraient s'expliquer par plusieurs facteurs, dont la pollution lumineuse, les changements climatiques, les changements dans les milieux humides (pour les insectes qui ont une partie de leur cycle de vie liés à ces milieux), les changements à l'échelle du paysage, et enfin, l'emploi de pesticides à grandes échelles (insecticides, mais aussi herbicides) (Benton et al., 2003; Evans et al., 2007; McCracken, 2008).

Certaines études montrent que les pesticides (ex. insecticides et herbicides) peuvent avoir des effets négatifs sur les invertébrés non visés par leur utilisation (Dijk et al., 2013; Whitehorn et al., 2012). Plusieurs études effectuées en Europe montrent la présence d'effets des pesticides ou de l'intensification agricole sur l'abondance en insectes, ce qui amène différents effets négatifs chez les espèces d'oiseaux (Boatman et al., 2004; Evans et al., 2007; Morris et al., 2005; Benton et al., 2002). Par exemple, chez le bruant proyer (*Emberiza calandra*) une espèce en déclin au Royaume-Uni, les adultes ont modifié leur aire de chasse, en choisissant préférentiellement les régions possédant une plus forte densité en insectes (la source de nourriture de leur progéniture). La densité de cette espèce était également négativement corrélée au nombre d'application en insecticides, et le poids des oisillons de cette espèce était positivement corrélé à l'abondance en insectes (Hoffman et al., 2003). En Amérique du Nord, des constats semblables sont également observés, c'est-à-dire que des différences spatio-temporelles en abondance d'insectes consommés par les Hirondelles bicolores (*Tachycineta bicolor*) sont observées entre les milieux agricoles intensifs par rapport aux milieux non intensifs (Bellavance et al., 2018). En effet, les résultats d'une étude indiquent que la proportion de culture intensive dans le paysage autour des nids occupés par l'espèce a une influence positive sur l'abondance des diptères au sein de la diète des oisillons du début à la mi-saison. La tendance s'inverse plus tard dans la saison alors que l'abondance des diptères au sein de leur diète diminue à mesure que la proportion des zones de culture intensive augmente (Bellavance et al., 2018). Le nombre de visites au nid chaque heure chez l'Hirondelle bicolore est également différent entre les nids situés en milieux agricoles

intensifs par rapport aux nids situés en milieux plus naturels (Stanton et al., 2016). La durée des voyages entre les visites aux nids effectués par les mâles était plus longue sur les sites agricoles. Les mâles passaient 14% de leur temps près de leur nid lorsque celui-ci était situé en milieu agricole comparativement à 62% pour les mâles dont le nid était situé en milieux naturels (Stanton et al., 2016). Stanton et al. (2016) ont constaté que les Hirondelles bicolores femelles qui nichent dans des champs agricoles considérés intensifs passaient moins de temps dans leur nid. Il a été suggéré que cela soit en raison de différences en abondance en insectes (leur source de nourriture) entre les champs intensifs comparativement aux non intensifs (Stanton et al., 2016). Ils ont aussi suggéré que celles qui nichent dans des sites intensifs pourraient optimiser leur propre dépense énergétique en réduisant leurs soins parentaux en conséquence (Stanton et al., 2016). Les herbicides peuvent également avoir des effets sur les invertébrés. Ils peuvent influencer la densité, la distribution et la composition des végétaux présents dans les champs agricoles. L'abondance et la diversité d'herbacés ont décliné en raison de l'intensification agricole, et en raison d'une utilisation en herbicide de plus en plus efficace. Ce dernier est considéré comme étant un acteur important du déclin des invertébrés (Hoffman et al., 2003). L'environnement idéal promouvant la présence d'invertébrés contient un mélange de végétaux ayant différentes morphologies et hauteurs (McCracken et Tallowin, 2004). Néanmoins, à la suite de l'intensification agricole, ce type d'environnement se fait de plus en plus rare. Une majorité d'invertébrés présents dans l'environnement sont trop petits pour les oiseaux ou inaccessibles à cause de la densité de végétation (McCracken et Tallowin, 2004). Des modifications de divers comportements reproducteurs, ou du succès reproducteur chez les insectivores aériens peuvent donc aussi être le résultat de l'influence des pesticides de manière indirecte (influence relation prédateur-proie) chez les espèces d'oiseaux exposés.

Une autre hypothèse liée aux interactions prédateurs proies, pourraient également influencer l'exposition aux pesticides chez les insectivores aériens. Une étude montre des changements dans les comportements de vol et d'évitement des prédateurs chez les insectes lorsqu'ils sont exposés à un pesticide néonicotinoïde (Parkinson et Gray, 2019). Ces résultats suggèrent que les insectes exposés à certains pesticides pourraient être plus susceptibles à la prédation. Ainsi

les insectes contaminés par certains pesticides pourraient être capturés plus facilement par les insectivores aériens. Cela pourrait ainsi augmenter l'exposition des oiseaux à ces insecticides, qui peuvent ensuite avoir divers effets décrits dans les sections précédentes. Néanmoins, il a été montré que la consommation de nourriture contaminée (y compris d'insectes contaminés) par différentes toxines, peut favoriser le développement d'une aversion de leur consommation chez les oiseaux, et ce, pendant de longues périodes (Lopez-antia et al., 2014; Nicholas, 1995; Nicolaus et Lee, 1999). En effet, les résultats d'une étude montrent que la contamination d'insectes par de faibles concentrations en pesticides organophosphorés provoquait une répulsion chez les oiseaux les consommant (Nicolaus et Lee, 1999). Étant incapables de distinguer les proies contaminées des proies non contaminées, ces derniers évitaient simplement leur consommation et modifiaient leur comportement alimentaire. En dépit de s'être épargné une exposition répétée à un certain niveau de contaminants, l'évitement continu de proies perturbe la recherche de nourriture et pourrait compromettre l'efficacité de la reproduction (Nicolaus et Lee, 1999).

D'autres effets indirects des pesticides chez les oiseaux sont possibles, tels que des changements dans les relations hôtes parasites. Il est connu que plusieurs activités humaines peuvent influencer ce type de relation. Les pesticides pourraient par exemple, être toxique pour certains hôtes et certains parasites, ou modifier la susceptibilité ou l'exposition des hôtes aux parasites (Blakley et al., 1999; Morley et al., 2003; Rohr et al., 2008). Les pesticides pourraient également modifier la réponse immunitaire de certains hôtes (Mason et al., 2013; Rumschlag et al., 2019). Puisque les défenses immunitaires sont coûteuses à développer, à maintenir et à utiliser, les individus devraient faire un compromis entre des ressources limitées en immunité et d'autres fonctions coûteuses comme la croissance et la reproduction (Lochmiller et Deerenberg, 2000). Ainsi une influence des pesticides sur le système immunitaire pourrait indirectement influencer la reproduction des espèces exposées. Ces exemples illustrent les nombreux facteurs liés à l'utilisation des pesticides agricoles, agissant de façon plus indirecte sur les oiseaux insectivores, pouvant influencer leur succès reproducteur.

## 1.2 Objectifs et importance du projet

L'objectif général de mon projet était de déterminer l'impact des pesticides agricoles sur la performance de reproduction de l'Hirondelle bicolore (*Tachycineta bicolor*). Les deux objectifs spécifiques de mon projet étaient donc : 1) de quantifier la présence et le niveau de contamination en pesticides dans les insectes que les parents rapportent à leurs oisillons pendant leur croissance au sein de notre aire d'étude et 2) d'étudier les effets de la contamination de la nourriture des hirondelles par les pesticides sur la taille des couvées, le succès d'éclosion et le succès d'envol.

Comme de nombreux insectivores aériens, plusieurs populations d'Hirondelles bicolores ont connu des déclinés annuels importants depuis 1970, surtout dans la partie nord-est de leur aire de reproduction. Étant donné l'utilisation accrue de pesticides agricoles et les effets négatifs connus de l'intensivité agricole sur la reproduction des insectivores aériens, étant donné également les corrélations entre les déclinés des espèces aviaires et l'utilisation en pesticides agricoles, les objectifs de mon projet s'insèrent dans le cadre de questionnements actuels. Mon projet pourrait permettre de mieux comprendre le déclin des insectivores aériens.

La présence de pesticides est souvent vérifiée dans des échantillons d'eau ou de sédiments entourant des paysages agricoles. Mon projet capitalise sur une nouvelle méthode (la chromatographie liquide à ultra haute pression couplée à un spectromètre de masse tandem), qui permet, dans la mesure du possible, la détection simultanée et la quantification de 51 composés actifs et de 3 de leurs dérivés (dénommés pesticides par souci de simplicité) au sein de boulettes d'insectes (LC-MS/MS ; Haroune et al., 2015). Mon projet permettra donc l'avancement de connaissances plus fondamentales sur la contamination en pesticides des insectes consommés par les hirondelles, soit sur leur abondance et leur diversité au sein de ces boulettes. Il permettra également de déterminer l'ampleur de la contamination en pesticides chez les oiseaux exposés oralement, sachant que plusieurs contaminants peuvent être bioaccumulés chez les oiseaux et les insectes exposés (Katagi et Tanaka, 2016; Smits et al., 2005).

Peu d'études en milieux naturels sont réalisées afin de vérifier les effets sublétaux potentiels des pesticides sur les espèces aviaires. Ce genre d'effets ainsi que la toxicité chronique et aiguë des pesticides sur les oiseaux sont souvent vérifiés de façon expérimentale en laboratoire avant l'homologation des pesticides. Ces tests ne sont potentiellement pas complets. En effet, ils ne vérifient pas certains effets qui pourraient être rencontrés dans un environnement naturel, tel que des effets sur certains comportements, des effets des composés inertes, des produits de transformations et les effets cocktails liés à l'exposition à plusieurs contaminants à la fois (Cox et Sorgan, 2006; Mineau, 2005). Ainsi, les effets des pesticides sur les oiseaux détectés dans un système naturel pourraient potentiellement être très différents de ceux détectés en laboratoire (Mineau, 2005). Il existe donc un besoin urgent d'études à ce sujet.

Par conséquent, les résultats de mon projet pourront renseigner sur les effets potentiels des pesticides chez les Hirondelles bicolors dans un contexte d'exposition réaliste. Cette étude couvre plusieurs années et types d'habitats différents pour une même population. Elle est parmi les premières à déterminer les effets de ces produits sur la reproduction, avec 6 ans de données, en permettant le processus naturel de reproduction des oiseaux avec toutes ces interactions comportementales. Cette étude permettra donc de répondre à plusieurs questionnements importants et actuels dans le domaine, alors que l'utilisation accrue en pesticides agricoles soulève plusieurs questionnements et inquiétudes chez le public.

## 1.3 Méthodologie générale

### 1.3.1 Modèle d'étude : l'Hirondelle bicolor (Tachycineta bicolor)

Mon modèle d'étude est l'Hirondelle bicolor. Cette espèce fait partie des insectivores aériens qui observent un déclin en Amérique du Nord (Michel et al., 2016; Smith et al., 2015). Il s'agit d'un passereau migrateur de longue distance nichant au Canada et au nord des États-Unis, et hivernant sur les côtes de la Floride et du Mexique (Winkler et al., 2011; Knight et al., 2018). Cet oiseau utilise les cavités secondaires pour nicher en milieux ouverts, en prairies et à proximité des marais. Leur choix d'habitat peut les rendre particulièrement exposés aux traitements agricoles souvent adjacents à leur site de nidification, et donc particulièrement exposés aux pesticides (Douglas et Tooker, 2015; Elbert et al., 2008). Les Hirondelles bicolores pourraient également être particulièrement affectées par les pesticides, car elles peuvent bioaccumuler certains contaminants, tel que les polychlorobiphényles (PCB), et les organochlorés (OC), ce qui pourrait affecter leur succès reproducteur (Smits et al., 2005). Également, une étude montre que la concentration en contaminants dans les tissus des oisillons était semblable à celle observée au sein des insectes dont ils se nourrissent, ce qui appuie grandement la méthodologie de notre étude, et le choix de modèle d'étude (Smits et al., 2005). Dans notre système, les résultats d'une étude ont montré que lorsque la proportion du paysage qualifié comme intensif autour des niohirs occupés par les Hirondelles bicolores augmente, la taille de leur couvée diminue (Ghilain et Bélisle, 2008). Cette étude montre que la structure du paysage influence le succès reproducteur chez cette espèce (Ghilain et Bélisle, 2008).

L'Hirondelle bicolor s'accommode également des niohirs artificiels, ce qui facilite grandement sa manipulation. Elle est une espèce qui très tolérante aux manipulations, ce qui en fait un bon modèle d'étude. Vers la période de mi-mai à mi-juin, elle pond généralement de 4 à 7 œufs. Elle peut produire une ou deux couvées par saison de reproduction. La période d'incubation, assurée par la femelle, dure généralement de 11 à 20 jours (Winkler et al., 2011). Suivant l'éclosion, les deux parents participent au nourrissage des oisillons. Ces derniers sont



nourris principalement dans notre système d'étude par des insectes adultes (diptères) (Bellavance et al., 2018). Une bonne proportion des insectes constituant la diète des oisillons sont aquatiques à un moment de leur stade de vie (~20% d'éphéméroptères), voir Bellavance et al. (2018) (Mengelkoch et al., 2004). La diète des oisillons présente peu de variation durant le jour, durant la saison et selon l'âge des oisillons (Mengelkoch et al., 2004). Les deux parents auraient une forte sélectivité quant au type et à la taille d'insectes à donner aux oisillons (MacCarty et Winkler, 1999).

### *1.3.2 Aire d'étude*

J'ai utilisé le suivi à long terme de la reproduction de l'Hirondelle bicolor dans le Sud du Québec, Canada, pour permettre de répondre aux objectifs fixés. Ce système d'étude comprend 400 nichoirs sur 40 fermes agricoles réparties au sein d'un gradient d'intensification agricole sur une surface d'environ 10 200 km<sup>2</sup>. Le gradient d'intensification agricole se décrit comme étant non-intensif à l'est et intensif à l'ouest. Les fermes dont le paysage est qualifié de non intensif sont composées d'une mosaïque de forêt et de pâturage, de fourrage, et autres paysages naturels, souvent utilisée pour la production laitière. Les fermes dont le paysage est qualifié d'intensif, sont quant à elles composées de larges étendues de monocultures de maïs, soya ou autres céréales, où le couvert forestier et les paysages naturels sont moindres. Les données liées à la reproduction de l'Hirondelle bicolor, et les boulettes d'insectes utilisés pour détecter et parfois quantifier les pesticides agricoles (Table S9) furent récoltées de 2013 à 2018 à l'aide de ce système d'étude. Chacune des fermes était visitée au moins une fois tous les deux jours pour y faire la récolte des données.

## **CHAPITRE 2**

### **ÉVALUATION DES EFFETS DES PESTICIDES AGRICOLES SUR LA PERFORMANCE DE REPRODUCTION D'UN INSECTIVORE AÉRIEN EN DÉCLIN**

#### **2.1 Introduction de l'article**

Les objectifs spécifiques de mon projet étaient de quantifier la présence et le niveau de contamination en pesticides dans les insectes que les parents rapportent à leurs oisillons pendant leur croissance et d'étudier les effets de la contamination de la nourriture des Hirondelles bicolores par les pesticides sur la reproduction de cette espèce. Pour ce faire, nous avons récolté certaines des boulettes d'insectes apportés par les parents pour nourrir leurs oisillons. Ensuite, des analyses chimiques qui permettent la détection simultanée et, dans la mesure du possible, la quantification de 51 composés actifs et de 3 de leurs dérivés, ont été effectuées sur ces boulettes d'insectes. Nous avons également effectué le suivi de la reproduction de cette espèce dans un système d'étude de 400 nichoirs répartis au sein d'un gradient d'intensification agricole dans le Sud du Québec. Les objectifs de cet article ont été atteints. Nous avons quantifié la présence et le niveau de contamination en pesticides dans notre système d'étude. Nous avons aussi évalué les effets de ces pesticides sur la taille de couvée, le succès d'éclosion et d'envol des hirondelles. La contribution scientifique de cette étude est importante, puisqu'elle permet d'évaluer les effets des pesticides agricoles dans un contexte rarement étudié : celui d'un environnement naturel où les espèces fauniques sont exposées à une large gamme de composés chimiques et leurs dérivés. Ma contribution à cet article est majeure puisque j'ai participé au suivi de la reproduction de l'hirondelle et à la collecte des nombreuses données pendant deux saisons de reproduction, dont l'une où j'ai également organisé le suivi et supervisée plusieurs stagiaires. Ma superviseure, la Pre. Fanie Pelletier m'a conseillée et encadrée tout au long du projet. Mes conseillers, Marc Bélisle et Dany Garant, ont également apporté leurs commentaires aux versions préliminaires de ce manuscrit. Cet article sera soumis à *Ecological Applications* en janvier 2020.

**Assessing the effects of pesticides on the reproductive performance of a declining aerial  
insectivore**

par

Marie-Christine Poisson, Marc Bélisle, Dany Garant et Fanie Pelletier

## 2.2 Abstract

Over the last decades, a decline in several bird populations has been documented, especially among aerial insectivores. Several studies in laboratory settings have reported acute and chronic toxicological effects of pesticides added to food consumed by birds. However, little is known about the effects of chronic exposures to a cocktail of pesticides on wildlife in natural habitats. We monitored Tree swallow (*Tachycineta bicolor*) breeding activities in southern Québec, Canada, between 2013 and 2018 to evaluate the presence of pesticides in their diet and quantify effects of those compounds on their reproductive performance. We assessed the presence of 54 pesticides or their derivatives in 2,081 food boluses brought to nestlings by parents during rearing. First, we documented the spatial distribution of food (insects) contamination by pesticides within our study area on various types of agricultural farms. Second, we tested for effect of food contamination by pesticides (number of detected pesticides and number of contaminated boluses on given farm in given year) on clutch size, hatching, and fledging success. The average proportion of food boluses collected on each farm and that contained at least one pesticide was 50% and pesticides were ubiquitous in our study system. We found no relationship between our proxies of food contamination by pesticides and breeding success. More studies are needed to better understand the putative role of pesticides in the decline of aerial insectivores.

### Key Words:

Pesticides, agriculture, Tree swallows, agricultural intensification, aerial insectivores, birds decline, agrochemicals, ecotoxicology

## 2.3 Introduction

Over the last several decades, the world's human population has increased dramatically. This increase in population and the scarcity of arable land led to a change in food market needs and requirements (Blaxter and Robertson 1995, Zanden 1991). Thus, a rapid transition from a traditional agriculture to a more intensive agriculture with higher yield per unit area was observed (Jobin et al. 2004, Blaxter et Robertson 1995). Machinery, land drainage, irrigation, hedgerow removal, earlier planting and harvesting, simpler crop rotations and higher agrochemical inputs are now common intensive agricultural practices (Donald et al. 2001, Robinson and Sutherland 2002). Given the large spatial scales at which it occurs, this intensification has transformed farmlands into structurally simplified ecosystems (Benton et al. 2003).

The population dynamics of several bird species have been linked to this transformation (Chamberlain et al. 2000): while some species have increased in abundance (Gauthier et al. 2005), most farmland species have declined (Fuller et al. 1995, Stanton et al. 2018). Aerial insectivorous birds, often associated to farmlands, show particularly important population decline in several parts of their distribution ranges. For example, a decline of ~40% for this group has been seen in North America between 1966 and 2013 (Michel et al. 2015, Nebel et al. 2010, Smith et al. 2015). Similar declines for this guild are also documented in Europe, and have also been associated with the agricultural intensification (Benton et al. 2002, Bowler et al. 2019, Donald et al. 2001). Several factors related to agricultural intensification may be responsible for the decline of farmland birds (Benton et al. 2003, Green and Balmford 2005, Stanton et al. 2018, Tews et al. 2013) including the increase use in pesticide (DiBartolomeis et al. 2019), which were shown to correlate with the population decline of several species (Burn 2000, Gibbons et al. 2015, Hallmann et al. 2014, Mineau and Whiteside 2013, Stanton et al. 2018).

Nearly all studies focusing on the toxicological effects of pesticides have been conducted under laboratory settings, where effects of acute exposures to one or a few pesticides and substance-specific lethal doses are generally studied on a restricted array of model species (Köhler and Triebskorn 2013, Mineau 2005). Yet, in natural environments, species exposed to pesticides may experience various effects that are difficult or impossible to assess under laboratory settings. Indeed, acute pesticide exposure in nature is less frequent. However, wildlife is exposed to small amount of several pesticides over the long-term.

Co-exposure to several pesticides has the potential to produce additive and/or synergistic cocktail effects (Cedergreen 2014, , Mayne et al. 2005, Pandey and Mohanty 2017, Sughrue et al. 2008). For example, an experiment using environmentally realistic pesticides concentrations, has shown that combinations of several organophosphates were lethal to Coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*) at concentrations that were sublethal in single-chemical trials (Laetz et al. 2009). Most of the studies assessing chronic exposure to several pesticides have been conducted on aquatic invertebrates, and long-term studies (i.e., >2 years) on the effects of pesticides on wild terrestrial vertebrates are scarce, leaving much uncertainty as to the real impacts of the ever-increasing use of a wide array of synthetic pesticides (DiBartolomeis et al. 2019).

The rare studies conducted on wild birds have shown that insecticides, herbicides and fungicides, can induce both lethal and sublethal toxicological effects (Eng et al. 2017, Mineau and Palmer 2013, Mineau and Tucker 2002, Mitra et al. 2011, Walker 2003). Among sublethal effects, many can impede the reproduction, by altering their endocrine, neurological and immunological systems, as well as other physiological processes, to the point that the health and behavior of breeding birds and their offspring are compromised (Mitra et al. 2011b, Pandey et al. 2017, Tyler et al. 1998, Walker 2003). For instance, egg production involves many hormones, such as steroid and thyroid hormones (Ottinger and Bakst 1995, Tyler et al. 1998). Estrogen is vital for oocyte growth, egg formation and nutrient provision of yolk for the developing embryo (Tyler et al. 1998). Thyroid hormones affect tissue growth, and body development both in

embryos and immature birds (McNabb 2007). Exposure to different pesticides can disrupt the production and regulation of these hormones in breeding females as well as in nestlings with consequences such as reduced clutch size, as well as lower nestling body condition and growth (Fry 1995, Tyler et al. 1998, Mnif et al. 2011, Mayne et al. 2005). Some pesticides are neurotropic toxins even at low concentrations, and can disrupt various behaviors (Grue et al. 1982, 1997) including, egg laying (Stromborg 1977), and incubation (Bennett et al. 1991, Libbey 1991), as well as the parental care of nestlings (Bishop et al. 2000). Food provisioning of nestlings by parents can, for instance, be disrupted by pesticides through altered food consumption (Grue et al. 1997) and foraging behavior (Bishop et al. 2000). The impact of such alterations are likely exacerbated by the reduction in food availability that pesticides can cause (Boatman et al. 2004, Morris et al. 2005, Poulin et al. 2010). As pesticides have the potential to disturb key processes inherent to bird reproduction, it is critical to assess their potential to affect fitness of wild birds.

Similar to several aerial insectivores populations, Tree swallows have shown important annual declines since 1970, especially in the northeastern part of its breeding range (Michel et al. 2016, Smith et al. 2015). Their habitat use makes them particularly likely to be exposed to agricultural treatments, and therefore to pesticides (Douglas and Tooker 2015, Elbert et al. 2008). In our study population, Tree swallows were shown to lay smaller clutches and fledge less young in landscapes dominated by intensive annual row crops than in those dominated by perennial forage crops (Ghilain and Bélisle 2008).

This study aimed to assess the extent to which Tree swallows (*Tachycineta bicolor*) are exposed to pesticide in their habitat. To do so, we quantified pesticide presence and levels in the insects that parents bring to nestlings during rearing. Given that pesticide use can vary in both space and time, notably because of culture composition and weather, we used data from a study system composed of 400 nest boxes distributed equally among 40 farms located across a 10 200 km<sup>2</sup> gradient of agricultural intensification. Then, we investigated the effects of food contamination by pesticides on clutch size, hatching success and fledging success.

We expected that all three reproductive variables would be negatively affected by proxies of pesticide prevalence: the annual number of insect boluses contaminated by at least one pesticide on a given farm and the annual number of pesticides detected on a given farm.

## **2.4 Methods**

### *2.4.1 Study system and nest monitoring*

The study system is a network of 400 nest boxes on 40 farms (10 nest boxes per farm) distributed across an East-West gradient of agricultural intensification over an area of 10 200 km<sup>2</sup> in Southern Québec, Canada (see Ghilain and Bélisle 2008, for a detailed description of the system, see Bélanger and Grenier 2002, for a description of land use in our area and see Giroux 2019, Montiel-León et al. 2019, for reports of the level of pesticide contamination of watercourses in our area). We monitored the reproduction of Tree swallows breeding in nest boxes from early May to mid-July between 2013 and 2018. Each nest box was visited every two days to determine, among others, occupancy, laying, hatching and fledging dates, as well as clutch and brood sizes, and number of fledglings. Birds were captured, handled and banded in compliance with the Canadian Council on Animal Care, under the approval of the Université de Sherbrooke's Animal Ethics Committee (protocol number FP2018-01-Université de Sherbrooke).

### *2.4.2 Landscape characterization*

Our study system included non-intensive and intensive agricultural landscapes. Non-intensive agricultural landscapes were dominated by dairy and cattle farms. Those were largely covered by perennial forages in the form of pastures and hayfields and a larger diversified habitat composition including greater surface of marginal habitats such as forest and wetlands (Bélanger and Grenier 2002). Intensive agricultural landscapes were mainly composed of large areas of monocultures of annual crops, such as maize (*Zea mays*), soybeans (*Glycine max*), and



other cereals (e.g. wheat (*Triticum sp.*), barley (*Hordeum vulgare*), oat (*Avena sativa*)). Intensive agriculture in our study area involves sowing seeds coated by an array of substances, which may include fertilizers, moisture attractive or repulsive agents, plant growth regulators, rhizobium inoculum and pesticides, all of which are mixed to adhesive agents to improve seed performance and germination (Ehsanfar and Modarres-Sanavy 2005). Some of those pesticides coated to seeds are systemic and thus are taken up by the growing plant and distributed to all tissues (Elbert et al. 2008). Between 2010 and 2018, nearly all maize and more than half of the soybean planted in our study area originated from seeds coated with neonicotinoids (Giroux 2019). Herbicides, such as glyphosate and atrazine, can also be sprayed during sowing of the coated seeds, and/or later in the season (Ministry of Agriculture, Food and Rural Affairs 2019a,b). Given the above and based on water-quality assessments, the non-intensive agricultural landscapes of our study area were subjected to lower external inputs of chemicals such as fertilizers and pesticides compared to intensive ones (Montiel-León et al. 2019, Giroux 2019).

Landscape composition was assessed *in situ* at the end of each field season and recorded on orthophotos (1:40 000). Cultures were grouped as non-intensive (mostly perennial forages) or intensive (mostly cereals) based on their structure (row cropping or not) and amount of external inputs of chemicals (fertilizers and pesticides) required (Table S10). The relative area (%) covered by either intensive or non-intensive culture in a 500 m radius around each occupied nest boxes was then determined by using ArcView Spatial Analyst 2.0a (ESRI 2005) and used in our models. A 500 m radius was selected because food-provisioning adult Tree swallows have been reported to forage on average between 100 and 200 m from their nest (MacCarty and Winkler 1999). Proportion of intensive agricultural landscape in our system at the 500m scale around occupied nest boxes ranged from 0 to 89%.

#### *2.4.3 Bolus collection*

The diet of Tree swallows breeding in our study area is mainly composed of Diptera (Bellavance et al. 2018). Boluses of insects fed to nestlings by their parents were sampled in each year (2013: n=502, 2014: n=378, 2015: n=362, 2016: n=302, 2017: n=240, 2018: n=297; total=2081). Samples were collected every time a farm was visited when nestlings were 6-10 days old following Bellavance et al. 2018. Boluses were collected during 2 consecutive 30 min periods per brood, this represents a 1-hour long sampling session. To minimize disturbance, a maximum of 5 boluses per brood were collected whatever if this was reached on a given 30 min period, a given sampling session, or during the whole nestling age period we collected boluses. Sampling also stopped as soon as 10 boluses could be collected on a given farm on a given year. We use sterilized forceps to collect the boluses from the mouth of nestlings. Individual boluses were placed into new 50 ml Falcon® tubes, which were then kept on ice in a cooler (<12 h) before being refrigerated (4°C) at the end of each day. Tubes were preserved within a maximum of one week at -80°C until laboratory analyses.

#### *2.4.4 Chemical analysis*

Collected boluses were processed to determine the presence and concentration of pesticides using a two-step method described in Haroune et al. (2015). This method combines a microwave-assisted solvent extraction and a salt-out effect to recover a wide range of analytes from environmental samples. It allowed, when possible, the simultaneous detection and quantification of 51 active compounds and 3 of their derivatives (hereafter referred to as pesticides for simplicity) pertaining to different chemical classes using ultra-high pressure liquid chromatography coupled to a tandem mass spectrometer (LC-MS/MS, Haroune et al. 2015). The targeted pesticides included 9 fungicides, 18 herbicides and 24 insecticides [10 organophosphates, 7 carbamates (+3 derivatives) and 7 neonicotinoids; see Table S9 for a complete list]. These 54 compounds were selected because they were the most likely to be detected according to pesticide detection reports in Québec waterways (Giroux 2019), and

because they represented a certain risk to wildlife. Each chemical has a different limit of detection (LOD) and limit of quantification (LOQ) (Table S1 & S9, see Haroune et al. 2015 for details).

#### *2.4.5 Exposure to pesticides*

We defined two proxies estimating the level of exposure of breeding Tree swallows to pesticides: pesticide prevalence and cocktail-effect potential. Both proxies were based on estimates of the yearly contamination of insect boluses by the 54 pesticides considered and calculated for each farm. We used two variables of pesticide prevalence; i) the number of contaminated boluses by at least one pesticide and ii) the number of pesticides detected. We could not use pesticide concentration to quantify the birds' exposure to those chemicals because of the high proportion of censored data and the low occurrence of quantifications vs detections (i.e., of concentration values lower than LOD and between LOD and LOQ; Table S2).

#### *2.4.6 Statistical analyses*

Analyses were conducted using mixed effect models, to account for our hierarchical sampling design (Bolker et al. 2009, Zuur et al. 2009). All models shared the same random effect structure, which included farm and female identity. Female identity was included to account for repeated measurements on females that nested more than one year in our study system (30.7% female nested several years in our study system between 2013 and 2018,  $1.53 \pm 0.99$ ; mean  $\pm$  SD, range =1-8)

We assessed the effect of exposure to pesticides on three reproductive variables: 1) clutch size (number of eggs laid), 2) hatching success (proportion of eggs that hatched) and 3) fledging success (proportion of hatchlings that fledged). We modeled all three response variables using generalized linear mixed models (GLMMs).

While clutch size was fitted according to a Conway-Maxwell-Poisson error distribution and a log link function to adjust for under dispersion (Brooks et al. 2019, Ynch and Horson 2014), we used models with a binomial error and a logit link function for hatching success and fledging success.

We included our two proxies of exposure to pesticides, namely the number of contaminated insect boluses and the number of pesticides detected, as fixed effects in the above GLMMs. Specifically, we included (for each farm and year) the total number of boluses collected to account for its possible effect on the likelihood of detecting pesticides and to control for differences in parental care (Fig. S1). We also used the number of pesticides detected in five randomly selected boluses per year and farm obtained from a rarefaction curve as a fixed effect instead of the total number of pesticides per year and farm. This analysis was done to reduce differences in probability of detection due to our sampling design and to compare farms on a standardized basis (Gotelli and Colwell 2001) (Table S6).

We considered several additional fixed effects known to influence the reproductive performance of female Tree swallows (Ghilain and Bélisle 2008, Millet et al. 2015, Pellerin et al. 2016, Robertson and Rendell 2001, Winkler and Allen 1996). These included the laying date (date of the first egg laid), age of female (second year (SY) or after second year (ASY)), and female body mass (measurements closest to day 12 after laying date was used for each female). Together with year treated as a factor to account for inter-annual differences, these fixed effects served as control variables that were included in all candidate models except the null model which only included an intercept and the random effects. Some candidate models included the percentage of non-intensive and intensive culture within 500 m radius around occupied nest boxes. Interaction between pesticide variables and female mass was also included as fixed effects in some candidate models to test whether the reproductive performance of smaller females is more affected by pesticides than that of larger females.

The candidate models including these interaction terms had a low AIC weight ( $w < 0.05$ ) and did not influence reproduction in any candidate model for any response variable (confidence interval included 0). Those interaction terms were not included in our results.

We restricted our analyses to farms on which we collected more than three boluses in a given year and to clutches that were not abandoned before the end of the incubation (abandonment was declared after 3 visits/6 days with cold eggs in the nest). Only first clutch attempts at each nest boxes were included in our analysis. This resulted in a dataset including pesticide information from every farm in at least one year (except one farm for which we only collected two boluses, and for this reason was not included), and including 556 females, and 792 clutches (2013  $n = 101$ , 2014  $n = 164$ , 2015  $n = 162$ , 2016  $n = 105$ , 2017  $n = 122$ , 2018  $n = 138$  clutches).

For each response variable, we built a set of models combining different groups of explanatory variables (Table S5). Some models included only one of the pesticide variables in order to assess whether the presence of many pesticides (and therefore potential cocktail effects) or rather only the intensity of exposure (number of contaminated boluses) would be related to swallow reproduction. Thus, some models contained only control variables and landscape variables, while others contained both pesticide and landscape variables, with the assumption that both variables could influence reproduction.

We compared models based on the second-order Akaike information criterion (AICc) and their corresponding model weight ( $w$ ) calculated with the AICcmodavg R package (Mazerolle 2019). We determined unconditional confidence intervals (95%) and performed model averaging with the same package. Parameter estimates for each variable were averaged using all models that included the variable of interest. This was done since more than one model for each response variable had low  $\Delta AICc$  ( $\Delta AICc < 2$ ), meaning it was not possible to clearly identify a single most appropriate model (Symonds and Moussalli 2011).

All models were fitted in the R statistical environment 3.3.4 (R Core Team 2018) with the lme4 (Bates et al. 2015) and glmmTMB (Magnusson et al. 2019) packages. Assumptions of independence, homoscedasticity and normality of residuals were assessed visually with plots using the DHARMA R package (Hartig 2019). All explanatory variables were standardized (zero mean, unit variance). Variance inflation factor (VIF) was used to check for multicollinearity. None were detected among our predictor variables despite correlation between our pesticide variables ( $r=0.72$ ,  $p<0.001$ ) (Fig.S1C) and between our landscape variables ( $r=0.79$ ,  $p<0.001$ ).

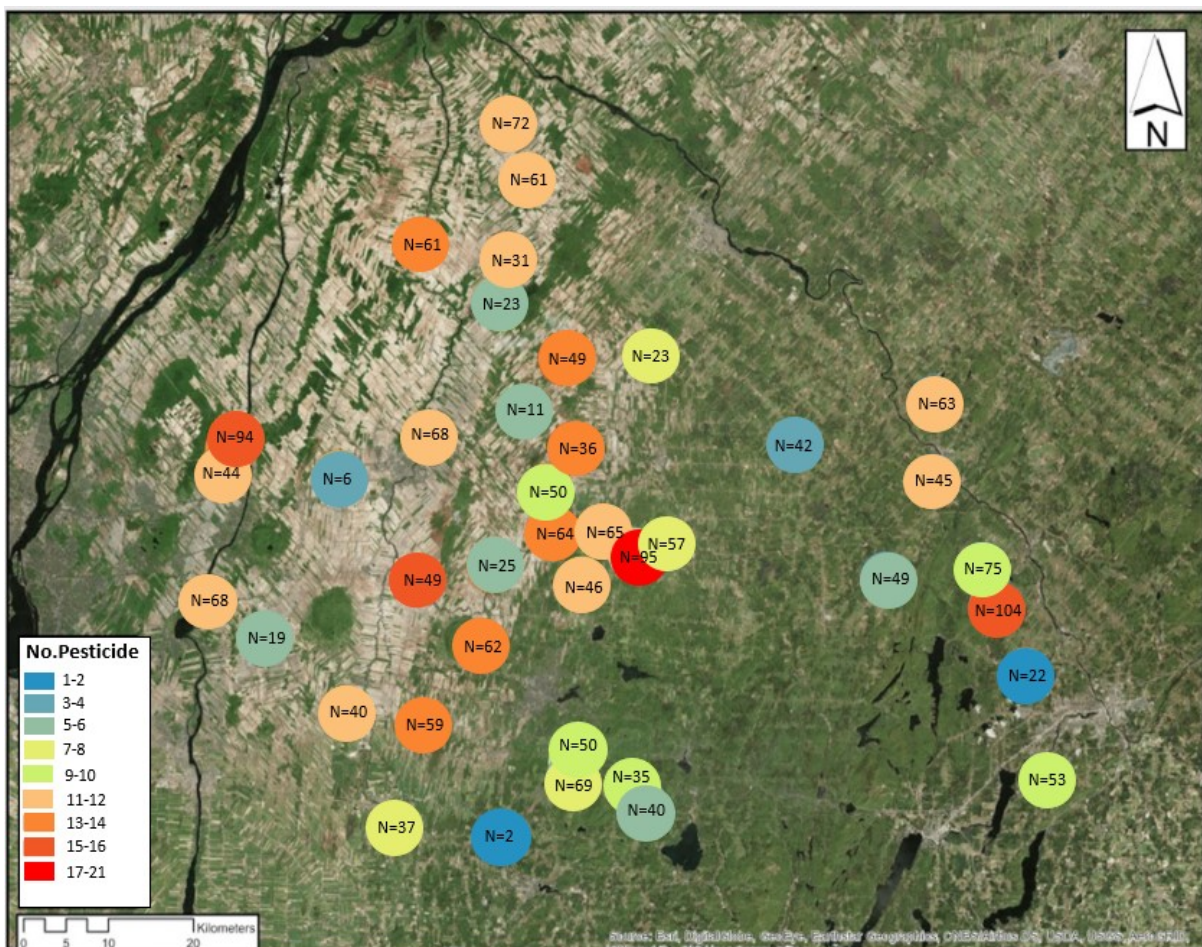
## 2.5 Results

### 2.5.1 Descriptive analyses

Pesticide detection and quantification varied annually and among farms (Fig.2). We found an average of 4.1 pesticides in insect boluses collected on each farm. In those same insects' boluses, an average of 50% were contaminated by at least one pesticide on each farm. Percentage of boluses contaminated by at least one pesticide was 25% in 2013, 36% in 2014, 58% in 2015, 67% in 2016, 60% in 2017, and 43% in 2018. A total of 47 pesticides (out of 54) were detected at least once across years (2013  $n=30/54$ , 2014  $n=20/54$ , 2015  $n=25/54$ , 2016  $n=24/54$ , 2017  $n=15/54$ , 2018  $n=9/54$ ). We were able to quantify the concentration of at least one pesticide in 30% of boluses, but this proportion also varied annually with 13% in 2013, 21% in 2014, 48% in 2015, 55% in 2016, 41% in 2017, and 20% in 2018 (Table S11). Atrazine was the most frequently detected pesticide, being present in 25% of boluses, followed by metolachlor (16%), imazethapyr (10%) and clothianidin (9%). Multiple pesticides (range=2-16) were detected in 21% of single boluses (and 45% of contaminated boluses were contaminated by more than one pesticide). Among the pesticides we detected, we found insecticides belonging to carbamates, organophosphates and neonicotinoids (Table S3).

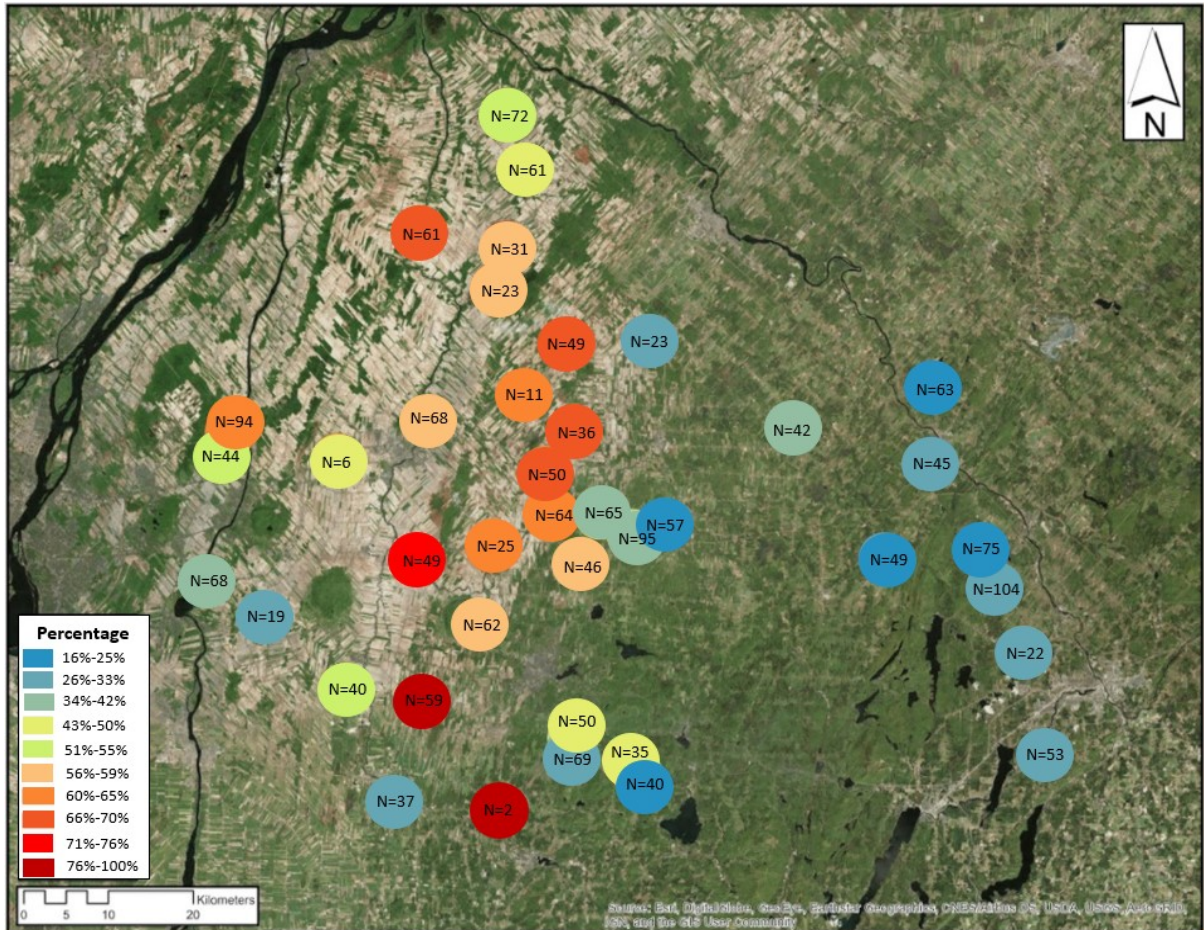
The total number of boluses collected was positively correlated with the number of contaminated boluses ( $r=0.48$ ,  $p<0.001$ ) (Fig.S1A) and with the number of pesticides detected ( $r=0.43$ ,  $p<0.001$ ) (Fig.S1B). Both correlations indicate an influence of the number of boluses collected on the probability of pesticide detection.

A)





B)



**Figure 2. Distribution of the 40 farms (circles) of our study system in Southern Québec, Canada. Farms are located across a gradient of intensive (beige background) to non-intensive agricultural landscapes (green background). Colors of circles represent A) the number of pesticides detected between 2013 and 2018; B) the percentage of contaminated boluses by at least one pesticide based on the total number of boluses collected between 2013 and 2018 (n =2,081 insect boluses).**

### 2.5.2 *Clutch size*

Clutch size averaged  $5.62 \pm 0.86$  eggs (mean  $\pm$  SD, range = 2-9,  $n = 792$  clutches). Clutch size was best explained by the model with all control variables, the number of pesticides detected, the total number of boluses collected, and the percentage of non-intensive land around the nest box at a 500 m scale ( $w = 0.18$ , Table S5). The model with the second-lowest  $\Delta AICc$  included the same variables as the former but without the number of pesticides detected ( $w = 0.14$ , Table S5). Model-averaged estimates and their confidence intervals are shown in Table 1 and estimates of all variables in the three best models (lowest  $\Delta AICc$ ) are shown in Table S12. The number of pesticides detected, and the number of contaminated boluses had 95% confidence intervals including 0 (Table 1), suggesting that these variables had no clear effect on clutch size. Clutch size was not affected by the percentage of non-intensive and intensive land around nest boxes. Averaged results showed that only the laying date, as well as the age and the mass of the female influenced clutch size. There was also annual variation in clutch size in our system. Females with later laying date and younger females had smaller clutch size. Heavier females laid larger clutch size.

**Table 1. Effect of pesticides, landscape characteristics and other control variables on clutch size, results are averaged using all our models for clutch size.**

Variables	Beta	SE	CI inf	CI sup
Intercept	1.66	0.02	1.63	1.69
2014	0.08	0.02	0.04	0.12
2015	0.05	0.02	0.01	0.09
2016	0.10	0.02	0.05	0.14
2017	0.10	0.02	0.05	0.14
2018	0.08	0.02	0.04	0.12
Laying date	-0.05	0.01	-0.06	-0.04
Total number of boluses	0.01	0.01	0.00	0.03
Age female (SY)	-0.06	0.02	-0.09	-0.02
Female mass	0.02	0.01	0.00	0.03
%Intensive	-0.01	0.01	-0.03	0.00
%Non-intensive	0.02	0.01	0.00	0.03
Number of contaminated boluses	0.01	0.01	-0.01	0.03
Number of pesticides detected	-0.01	0.01	-0.03	0.00

Averaged estimates (Beta) for clutch size, standard errors (SE) and confidence intervals (CI inf and sup at 95%) of each year of the study, the laying date, the total number of boluses collected on each farm each year, the female age (second years (SY)) and mass, the percentage of intensive and non-intensive agricultural landscape 500 m around each nest boxes and both pesticide variables which are the number of contaminated boluses and the number of pesticides detected per farms. The average estimates are obtained with linear mixed effects models using template model builder fitted with a Conway-Maxwell-Poisson for the clutch size with farm and female identity as random factors. See Table S5 for definition of our models and see Table S12 for non-averaged estimates of three best models.

### 2.5.3 Hatching success

Hatching success averaged  $0.88 \pm 0.182$  (mean  $\pm$  SD, range = 0-1,  $n=792$  clutches). Hatching success was best explained by the model including year, control variables, and the percentage of intensive land around the nest box at a 500 m scale ( $w = 0.22$ ). The model with the second-lowest  $\Delta AICc$  only included year and control variables ( $w = 0.13$ , Table S5). Model-averaged estimates and their confidence intervals are shown in Table 2 and estimates of all variables in the three best models (lowest  $\Delta AICc$ ) are shown in Table S12. We found no evidence that pesticides influenced hatching success as both the number of pesticides detected and the number of contaminated boluses had slopes which 95% confidence intervals included 0 (Table 2). Moreover, the models that included one or both of these two pesticide variables, had low support ( $w < 0.05$ ). There was also no evidence of an effect of landscape composition variables on hatching success despite being present in most of the best ranking models. Model-averaged results showed that birds laying later had better hatching success. Second-year (SY) females experienced lower hatching success but female mass did not influence this fitness component. Lastly, hatching success varied among years.

**Table 2. Effect of pesticides, landscape characteristics and other control variables on hatching success, results are averaged using all our models for hatching success.**

Variables	Beta	SE	CI inf	CI sup
Intercept	2.00	0.19	1.63	2.36
2014	0.69	0.20	0.29	1.09
2015	0.28	0.21	-0.13	0.68
2016	0.07	0.24	-0.40	0.55
2017	0.45	0.23	0.00	0.90
2018	0.57	0.23	0.13	1.02
Laying date	0.15	0.07	0.01	0.30
Total number boluses	0.04	0.08	-0.11	0.20
Age female (SY)	-0.49	0.19	-0.87	-0.11
Female mass	0.06	0.07	-0.07	0.19
%Intensive	-0.17	0.11	-0.39	0.05
%Non-intensive	-0.04	0.15	-0.34	0.25
Number of contaminated boluses	0.00	0.10	-0.18	0.18
Number of pesticides detected	-0.08	0.09	-0.26	0.09

Averaged estimates (Beta) for hatching success, standard errors (SE) and confidence intervals (CI inf and sup at 95%) of each year of the study, the laying date, the total number of boluses collected on each farm each year, the female age (second years (SY)) and mass, the percentage of intensive and non-intensive agricultural landscape 500 m around each nest boxes and both pesticide variables which are the number of contaminated boluses and the number of pesticides detected per farms. The average estimates are obtained with generalized linear mixed effect models using binomial family for the hatching success with farm and female identity as random factors. See Table S5 for definition of our models and see Table S12 for non-averaged estimates of three best models.

#### 2.5.4 *Fledging success*

Fledging success averaged  $0.86 \pm 0.22$  (mean  $\pm$  SD, range = 0-1, n=792 clutches). Fledging success was best explained by the model with year, all control variables, and the percentage of non-intensive land around the nest box at a 500 m scale ( $w = 0.22$ ). This model was followed by one that included only year and the control variables ( $w = 0.15$ , Table S5). Model-averaged estimates and their confidence intervals are shown in Table 3 and estimates of all variables in the three best models (lowest  $\Delta\text{AICc}$ ) are shown in Table S12. There was strong annual variation in fledging success (Table 3). No other variables included in our models influenced fledging success.

**Table 3. Effect of pesticides, landscape characteristics and other control variables on fledging success, results are averaged using all our models for fledging success.**

Variables	Beta	SE	CI inf	CI sup
Intercept	2.28	0.24	1.81	2.74
2014	0.66	0.26	0.15	1.17
2015	0.58	0.27	0.06	1.11
2016	-1.13	0.29	-1.69	-0.57
2017	-0.31	0.28	-0.86	0.23
2018	0.56	0.30	-0.02	1.14
Laying date	-0.08	0.08	-0.24	0.08
Total number boluses	0.02	0.10	-0.18	0.21
Age female (SY)	0.19	0.24	-0.28	0.66
Female mass	0.07	0.08	-0.08	0.23
%Intensive	-0.07	0.13	-0.32	0.19
%Non-intensive	0.17	0.11	-0.04	0.38
Number of contaminated boluses	-0.05	0.12	-0.29	0.19
Number of pesticides detected	0.07	0.11	-0.15	0.29

Averaged estimates (Beta) for fledging success, standard errors (SE) and confidence intervals (CI inf and sup at 95%) of each year of the study, the laying date, the total number of boluses collected on each farm each year, the female age (second years (SY)) and mass, the percentage of intensive and non-intensive agricultural landscape 500 m around each nest boxes and both pesticide variables which are the number of contaminated boluses and the number of pesticides detected per farms. The average estimates are obtained with generalized linear mixed effect models using binomial family for the fledging success with farm and female identity as random factors. See Table S5 for definition of our models and see Table S12 for non-averaged estimates of three best models.

## 2.6 Discussion

The goal of our study was to identify the extent to which pesticides are present in the diet of Tree swallow nestlings. We detected 47 pesticides out of the 54 our method allowed us to detect between 2013 and 2018. Our results suggest that pesticide presence is ubiquitous in the insect diet of Tree swallow nestlings. The proportion of contaminated boluses and number of pesticides detected varied through the agricultural gradient (Fig.2), and as expected, with a higher proportion of contaminated boluses on farms located in intensively cultivated areas (Fig.2A). The pattern was similar for the number of pesticides detected (Fig.2B). Yet, we found no evidence that food contamination by pesticides influenced clutch size, hatching success, or fledging success of Tree swallows. This lack of relationship may stem from low concentration of pesticides in our boluses, or the use of too coarse reproductive variables or methodological limits. These alternative possibilities are discussed below.

### 2.6.1 Pesticides detection

Among the pesticides we could detect, the most frequently encountered were atrazine (herbicide, triazine), metolachlor (herbicide, chloroacetanilide), imazethapyr (herbicide, imidazoline) and clothianidin (insecticide, neonicotinoid). This list roughly corresponds to most commonly found active compounds in streams and rivers of the western and most intensively cultivated part of our study area (Giroux 2019, Montiel-León et al. 2018), as well as those most frequently used in agriculture in the US (US Environmental Protection Agency 2017, DiBartolomeis et al. 2019). In our study area, the diet of Tree swallows is mainly composed of Diptera (>65%, see Bellavance et al. 2018) and a high proportion of their diet have an aquatic life stage (~20% of their diet are Ephemeroptera) (Bellavance et al. 2018, McCarty and Winkler 1999, Quinney and Ankney 1985). Accumulation of pesticides in aquatic insects larvae can occur from two sources: through the body surface from water and as a result of dietary uptake from sediments and food items (Katagi and Tanaka 2016). We suggest that pesticides detected in insect boluses may not only come from the pesticides they were exposed to on the farms they were sampled, but also from the surrounding aquatic environment in which insects have grown as larvae (Katagi and Tanaka 2016, Larsson 1984). This hypothesis is supported by the fact that we also detected household products commonly



found in surface waters, like caffeine and pharmaceuticals (acetaminophen, naproxen, carbamazepine, ciprofloxacin and ofloxacin) in boluses in 2017 and 2018 (Table S8). A study also showed that concentration of contaminants in tissues of Tree swallows was closely tied to the contamination of insect prey they consumed and that nestlings with increased body burden of contaminants were those from which mayflies (aquatic insects) dominated the diet (Smits et al. 2005). Pesticides can thus travel through the food chain and this pesticide contamination of insect boluses could not only come from terrestrial sources, but also from aquatic sources.

It was previously shown that exposures to a variety of compounds could lead to cocktail effects in aquatic (Hua and Relyea 2014, Laetz et al. 2009, Morrissey et al. 2015) and terrestrial biota (Anderson and Lydy 2002, Pandey and Mohanty 2017, Wood and Goulson 2017). Most of these studies were, however, conducted on invertebrates, and investigations regarding cocktail effects in terrestrial vertebrates remain scarce. The multiple pesticides detections from single insect boluses that we found indicated that there is a real potential for cocktail effects to take place for Tree swallows breeding in our study area. Indeed, a review showed that particularly five groups of pesticides were prone to produce additive and synergistic effects, and these included triazine herbicides, azole fungicides, as well as organophosphates, carbamates and pyrethroids insecticides (Cedergreen 2014). Another study found that, most synergistic interactions involved insecticide mixtures (Rizzati et al. 2016). In our study, we detected pesticides pertaining to the above chemical classes, including triazines, organophosphates, carbamates, and neonicotinoids (Table S3). Moreover, those compounds were sometimes detected together on the same farm in the same year (Table S4). Yet, potential for cocktail effects remains to be further investigated as pesticides concentrations were low (Table S11), and as we did not find any relationship between the number of pesticides detected and the breeding success of Tree swallows.

### *2.6.2 Relationship between pesticides and reproductive performance*

Since pesticides can disrupt various behaviors (Hart 1993, Walker 2003, White et al. 1983), affect hormone levels (Kabir et al. 2015, Mnif et al. 2011, Pandey and Mohanty 2017) and other physiological processes (Champoux et al. 2004, Fox 1993, Sughrue et al. 2008) crucial for reproduction and survival, we expected a negative influence of pesticide exposure on the reproductive performance of Tree swallows. However, despite the prevalence and number of different pesticides we detected annually on farms, we found no relationship between pesticide exposure and clutch size, hatching success or fledging success of Tree swallows.

Several hypotheses can be put forward to explain the lack of pesticide effects on the reproductive variables we considered. In particular, since effects sustained by birds after being exposed to pesticides can be dose-dependant for some physiological processes, including effect on reproduction (Lopez-Antia et al. 2015, Tokumoto et al. 2013, Wilhelms et al. 2005), it is possible that the contamination by those chemicals was too low to influence clutch size, hatching success or fledging success, despite chronic exposure of some individuals. Indeed, when concentrations are low and at realistic environmental levels, like in our system, only few synergists will act as such (Cedergreen 2014). For the boluses we were able to quantify pesticide concentration in our system, the highest concentration was for the pesticide bentazon ( $1.36 \mu\text{g g}^{-1}$ ) followed by imazethapyr ( $1.23 \mu\text{g g}^{-1}$ ) and these were the only two pesticides with concentration  $> 1 \mu\text{g g}^{-1}$  (table S11). In comparison, when male birds were fed 0.02, 1 or 50 mg of a pesticide/kg body weight, and reproduced with untreated females, only the female mating with the males that were fed 1 and 50 mg/kg of the pesticides had eggs that failed to develop (Tokumoto et al. 2013). This suggests that our concentrations are insufficient to cause reproductive effects in exposed Tree swallows.

Risks of pesticides for avian species are difficult to evaluate in an absolute sense from laboratory derived data, as these mostly addressed acute lethal toxicity and not reproductive sublethal effect (Mineau et al. 2001). Due to this abundance of lethal dose data, environmental concentrations are often compared with the lowest available 50% lethal dose value ( $\text{LD}_{50}$ ) (Luttik and Aldenberg 1997). Toxicological susceptibility varies between bird's species making it difficult to compare and extrapolate pesticide toxicity values. Another maybe more acceptable method to extrapolate laboratory data has been proposed: estimating the 5% hazardous doses ( $\text{HD}_{5\text{s}}$ ) from acute oral

toxicity data. This represents the amount of pesticide in mg of chemicals per kg of body weight estimated to lead to 50% mortality in a species more sensitive than 95% of all bird species, calculated with a 50 percent probability of over- or underestimation (HD<sub>5</sub>(50%)) (Luttik and Aldenberg 1997, Mineau et al. 2001, Mineau and Palmer 2013). Mineau et al. 2001 reported those values and provided reference values that are sufficiently protective of most birds regardless of their size. This reference level can allow one to identify which pesticides are most toxic to birds. They found that many of those with an HD<sub>5</sub>(50%) of less than 1 mg/kg are considered more hazardous and are often cholinesterase-inhibiting insecticides (Mineau et al. 2001). However, it is not the case for the cholinesterase-inhibiting imazethapyr (pesticide with the second-highest concentration in our system) which has an estimated HD<sub>5</sub>(50%) of 223.73 mg/kg of body weight. This level can be considered high (meaning it would take more of the product to represent a risk to birds) and thus, represent low hazard to birds. The concentrations measured within our system are much lower, which could explain the lack of pesticides effects on the clutch size, hatching and fledging success.

Another explanation for our results is that the three fitness components we used were too coarse for us to detect effects of pesticide exposure. Indeed, nestlings could hatch and manage to grow and survive until fledgling, yet with varying health conditions that may impact their performance during later life stages (Christe et al. 1998, Saino et al. 1997, Saino et al. 2003). For instance, Bishop et al. 1999 found no influence of exposure to polychlorinated biphenyl exposure (PCBs) on the breeding success of Tree swallows along a gradient of PCB contamination. Yet, they found a relationship between PCB exposure and retinoid levels in eggs. The latter are known to affect the immunological and breeding performance of birds (Davis and Sell 1986, Fox 1993, Friedman and Sklan 1997). The immunological performance can influence fledgling survival after they leave the nest (Christe et al. 1998, Saino et al. 1997, Saino et al. 2003). The fact that exposure to different contaminants, including pesticides can influence retinoid levels in birds exposed thus opens the possibility that exposure levels in our study were not severe enough to affect clutch size, hatching success or fledging success but strong enough to alter the health of fledglings and breeding adults (Boily et al. 2005, Bosveld et al. 1995, Boyer et al. 2000, Fox 1993). Such a possibility should definitely be investigated further as Tree swallow breeding adults and nestlings of our study area

shows immunological profiles that depend upon the level of agricultural intensification surrounding their nest box (Lopez-Antia et al. 2015, Pigeon et al. 2012, Pigeon et al. 2013, Schmitt et al. 2016, see also Bishop, 1998). Additionally, experimental sublethal exposure to chlorpyrifos (organophosphate) and imidacloprid (neonicotinoid), two insecticides that we found in insect boluses, were shown to alter food consumption, body mass, fat storage, as well as migratory orientation and schedule of White-crowned sparrows (*Zonotrichia leucophrys*; Eng et al. 2017, 2019). Such sublethal effects could be significant for Tree swallows which undergo migration as soon as one to two weeks after fledging (Gow et al. 2019). While we did not measure body condition, movement or survival of Tree swallows (adults or fledglings) in the weeks following reproduction, mark-recapture modeling nevertheless indicate that apparent annual survival of adults tend to be lower for individuals that nested within intensively cultivated landscapes of our study area (Lagrange 2015). These examples of potential sublethal effects of pesticides that can carry over later life stages and impact fitness certainly warrant further research, inasmuch as empirical field evidence of their occurrence and importance remain scarce for all vertebrates. Alternatively, individuals highly exposed to pesticides and experiencing adverse effects of pesticides, could abandon their nests, or choose not to reproduce at all, rather than, for example, reducing their clutch size or their parental care. It has been shown that Tree swallows and other species highly exposed to contaminants showed high rates of nest abandonment during incubation (McCarty and Secord 1999, Mineau 2005). This type of shift in investment could not be assessed in our study system because we focused on breeding events where individuals completed incubation, which implicitly excludes individuals who forewent reproduction or abandoned their clutch prior to incubation. Thus, differential trade-off decisions could explain the lack of effects of pesticides on clutch size, hatching and fledging successes of Tree swallows.

A limitation of this study is that we focused on the effects of pesticides during the breeding season. A large proportion of the birds' breeding within farmlands like Tree swallows are migrants and often use these same types of habitats outside of that period. Recent study shows that current declines of migrant birds breeding in Europe are best explained by characteristics of their wintering habitats (Morrison et al. 2016). Like aerial insectivores, farmland birds show preoccupying population declines and it becomes imperative to better assess the role that pesticides may play in those declines, be it trophic, toxicologic or both (Stanton et al. 2018). Assessing the role of

pesticides in those decline not only implies to better estimate the levels of exposure to pesticides, but also when and where they occur as well as how their effects may carry over life stages (e.g., Imlay et al. 2019). Coupling spatially explicit, longitudinal data on pesticide use (e.g., Pesticide National Synthesis Project of the USGS), population trends and year-round tracking data of individuals (Knight et al. 2019, Gow et al. 2019) may prove instrumental in pursuing such a quest. For instance, this could help explain why Tree swallow populations using different flyways and wintering areas (Knight et al. 2018) show contrasting population trends (Michel et al. 2016).

### *2.6.3 Conclusion*

Several factors associated with agricultural intensification could drive the decline of aerial insectivores (Benton et al. 2003, Matson et al. 1997, Stanton et al. 2018). A recent report that sampled water of several rivers in Québec (Giroux 2019, Montiel-León et al. 2019) showed that the percentage of samples with exceeding water quality criteria for at least one pesticide increased over the years, to reach 90% between 2017 and 2018. Contamination of natural environments with pesticides therefore seems to be increasing via their persistence and bioaccumulation in biota (Arias-Estévez et al. 2008, DiBartolomeis et al. 2019, Katagi and Tanaka 2016). Experimental studies are used to assess pesticides effects on non-targeted wildlife before they are used in natural environments (Gibbons et al. 2015, Köhler and Triebskorn 2013, Mineau 2005, Mineau and Palmer 2013). Those studies rarely assess effects of exposure to mixtures of pesticides for potential cocktail effects, or effects on behaviors (Mineau 2005, Mineau and Palmer 2013). Thus, it is essential to focus our effort in better understanding the consequences of those pesticides on the ecosystems on a wide range of species. More studies are needed to assess the potential role of pesticides in aerial insectivores decline.

## **2.7 Acknowledgements**

We thank all the graduate students and all field assistants who helped collect data, as well as the farm owners who gave us access to their lands. We also thank Daniel Garrett, for his help in creating the maps of the study system. We are grateful to Sabrina Saibi and Raphael Cassoulet for quantifying pesticides in boluses. We are also grateful for Lounès Haroune and Jean-Philippe Bellenger for their expertise in chemistry. This work was supported by the Fonds de Recherche du Québec – Nature et Technologies (team research project grant number 2013-PR-167001 to D. G., F. P., M. B.); by Natural Sciences and Engineering Research Council of Canada Discovery grants (grants numbers 327312 to D. G., 261398 to M.B., 355492 and 05405 to F. P.) and by the Canada Research Chairs program (grant number 229221 to F.P.).

## References

- Anderson, T. D., & Lydy, M. J. 2002. Increased toxicity to invertebrates associated with a mixture of atrazine and organophosphate insecticides. *Environmental Toxicology and Chemistry / SETAC*, 21(7), 1507–1514. <https://doi.org/10.1002/etc.5620210724>
- Arias-Estévez, M., Lopez-Periago, E., Martinez-Carballo, E., Simal-Gandara, J., Mejuto, J.-C., & Garcia-Rio, L. 2008. The mobility and degradation of pesticides in soils and the pollution of groundwater resources. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 123(1), 247–260. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2007.07.011>
- Arias, E. 2003. Sister chromatid exchange induction by the herbicide 2,4-dichlorophenoxyacetic acid in chick embryos. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 55(3), 338–343. [https://doi.org/10.1016/S0147-6513\(02\)00131-8](https://doi.org/10.1016/S0147-6513(02)00131-8)
- Baird, D. J., & Brink, P. J. Van Den. 2007. Using biological traits to predict species sensitivity to toxic substances. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 67, 296–301. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2006.07.001>
- Bélanger, L., & Grenier, M. 2002. Agriculture intensification and forest fragmentation in the St. Lawrence valley, Québec, Canada. *Landscape Ecology*, 17(6), 495–507. <https://doi.org/10.1023/A:1021443929548>
- Bell, G. P. 1990. Birds and mammals on an insect diet : A primer on diet composition analysis in relation to ecological energetics. *Studies in Avian Biology*, 13, 416–422.
- Bellavance, V., Bélisle, M., Savage, J., Garant, D. 2018. Influence of agricultural intensification on prey availability and nestling diet in Tree Swallows (*Tachycineta bicolor*). *Canadian Journal of Zoology*, 96(9), 1053–1065.
- Bennett, R., Williams, B., & Schmedding, D. 1991. Effects of dietary exposure to methyl parathion on egg laying and incubation in mallards. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 10, 501–507.
- Benton, T. G., Cole, L. J., Benton, T. I. M. G., Bryant, D. M., Cole, L., & Crick, H. Q. P. 2002. Linking agricultural practice to insect and bird populations : A historical study over three

- decades Linking agricultural practice to insect and bird populations : a historical study over three decades. *Journal of Applied Ecology*, 39, 673–687. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2664.2002.00745.x>
- Benton, T. G., Vickery, J. A., & Wilson, J. D. 2003. Farmland biodiversity: Is habitat heterogeneity the key? *Trends in Ecology and Evolution*, 18(4), 182–188. [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(03\)00011-9](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(03)00011-9)
- Bishop, C. A. 1998a. Health of Tree Swallows (*Tachycineta bicolor*) Nesting in Pesticide-Sprayed Apple Orchards in Ontario, Canada. Immunological Parameters. *Journal of Toxicology and Environmental Health*, 55(8), 531–559. <https://doi.org/10.1080/009841098158241>
- Bishop, C. A. 1998b. Health of Tree Swallows Nesting in Pesticide-Sprayed apple Orchards in Ontario, Canada. Sex and Thyroid Hormone Concentrations and Testes Development. *Journal of Toxicology and Environmental Health*, 55(8), 561–581. <https://doi.org/10.1080/009841098158250>
- Bishop, C. A., Bishop, C. A., Kraak, G. J. Van Der, & Ng, P. 1998. Health of Tree Swallows (*Tachycineta bicolor*) Nesting in Pesticide-Sprayed Apple Orchards in Ontario, Canada. Sex and Thyroid hormone concentrations and testes development. *Journal of Toxicology and Environmental Health Part A*, 55(8), 561–581. <https://doi.org/10.1080/009841098158250>
- Bishop, C. A., Mahony, N. A., Trudeau, S., & Pettit, K. E. 1999. Reproductive Success and Biochemical Effects in Tree Swallows (*Tachycineta bicolor*) Exposed to Chlorinated Hydrocarbon Contaminants in Wetlands of the Great Lakes and St-Lawrence River Basin, USA and Canada. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 18(2), 263–271.
- Bishop, C. A., Ng, P., Mineau, P., Quinn, J., & Struger, J. 2000. Effects of pesticide spraying on chick growth , behavior , and parental care in tree swallows ( *Tachycineta bicolor* ) nesting in an apple orchard in Ontario , Canada. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 19, 2286–2297. <https://doi.org/10.1002/etc.5620190919>
- Blakley, B., Brousseau, P., Fournier, M., Voccia, I., Blakley, B., & Brousseau, P. 1999. Immunotoxicity of pesticides : a review Immunotoxicity of pesticides : a review. *Toxicology and Industrial Health*, 15, 119–132. <https://doi.org/10.1177/074823379901500110>



- Blaxter, K. L., Robertson, N. F. 1995. from dearth to plenty: the modern revolution in food production. cam- bridge university press, cambridge, uk, Retrieved from <http://books.google.com>
- Blomhoff, R., & Blomhoff, H. K. 2006. Overview of Retinoid Metabolism and Function. *Developmental Neurobiology*, 66(7), 606–630. <https://doi.org/10.1002/neu>
- Boatman, N. D., Brickle, N. W., Hart, J. D., Milsom, T. I. M. P., Morris, A. J., Murray, A. W. A., Murray, K. A., Robertson, P. A. 2004. Evidence for the indirect effects of pesticides on farmland birds, *I46*, 131–143.
- Boesten, J. J. T. I., & van der Linden, A. M. A. 1991. Modeling the Influence of Sorption and Transformation on Pesticide Leaching and Persistence. *Journal of Environmental Quality*, 20(2), 425. <https://doi.org/10.2134/jeq1991.00472425002000020015x>
- Boily, M. H., Bérubé, V. E., Spear, P. A., DeBlois, C., & Dassylva, N. 2005. Hepatic Retinoids of Bullfrogs in relation to Agricultural Pesticides. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 24(5), 1099–1106.
- Bosveld, A. T. C., Gradener, J., Murk, A. J., Van Kampen, M., Evers, E. H. G., & Van Den Berg, M. 1995. Effects of PCDDs, PCDFs and PCBs in common tern (*Sterna hirundo*) breeding in estuarine and coastal colonies in the Netherlands and Belgium. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 14(I), 99–115.
- Bowler, D. E., Heldbjerg, H., Katrin, B., Fox, A. D., & Jong, M. De. 2019. Long-term declines of European insectivorous bird populations and potential causes. *Conservation Biology*, 0(0), 1–11. <https://doi.org/10.1111/cobi.13307>
- Boyer, P., Ndaybagira, A., & Spear, P. A. 2000. Dose-Dépendent Stimulation of Hepatic Retinoic Acid Hydroxylation/Oxidation and Glucuronidation in Brook Trout, *Salvelinus Fontinalis*, After exposure to 3,3',4,4'-Tetrachlorobiphenyl. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 19(3), 700–705.
- Brooks, M. E., Kristensen, K., Darrigo, M. R., Rubim, P., Uriarte, M., Bruna, E., & Bolker, B. M. 2019. Statistical modeling of patterns in annual reproductive rates. *Ecology*, 100(7), 1–7. <https://doi.org/10.1002/ecy.2706>

- Burgess, N. M., Hunt, K. A., Bishop, C., & Weseloh, D. V. (Chip). 1999. Cholinesterase Inhibition in Tree Swallows (*Tachycineta Bicolor*) and Eastern Bluebirds (*Sialia Sialis*) Exposed To Organophosphorus Insecticides in Apple Orchards in Ontario, Canada. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 18(4), 708–716. [https://doi.org/10.1897/1551-5028\(1999\)018<0708:ciitst>2.3.co;2](https://doi.org/10.1897/1551-5028(1999)018<0708:ciitst>2.3.co;2)
- Burn, A. J. 2000. Pesticides and their effects on lowland farmland birds. *Ecology and Conservation of Lowland Farmland Birds*, 89–104.
- Casto, J. M., Nolan, V., & Ketterson, E. D. 2001. Steroid Hormones and Immune Function : Experimental Studies in Wild and Captive Dark-Eyed Juncos ( *Junco hyemalis* ). *The American Naturalist*, 157(4), 408–419.
- Cedergreen, N. 2014. Quantifying synergy: A systematic review of mixture toxicity studies within environmental toxicology. *PLoS ONE*, 9(5). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0096580>
- Chamberlain, D. E., Fuller, R. J., Bunce, R. G. H., Duckworth, J. C., & Shrubb, M. 2000. Changes in the abundance of farmland birds in relation to the timing of agricultural intensification in England and Wales. *Journal of Applied Ecology*, 37, 771–788.
- Christe, P., Moller, A. P., & Lope, F. De. 1998. Immunocompetence and Nestling Survival in the House Martin : The Tasty Chick Hypothesis. *OIKOS*, 83(1), 175–179.
- Colovic, M. B., Krsti, D. Z., Lazarevic-Pasti, T. D., Bondzic, A. M., & Vasic, V. M. 2013. Acetylcholinesterase Inhibitors : Pharmacology and Toxicology. *Current Neuropharmacology*, 11, 315–335.
- Cox, C. 1991. Pesticides and Birds : From DDT to Today ' s Poisons. *Journal of Pesticide Reform*, 11(4), 2–6.
- Cox, C., & Surgan, M. 2006. Unidentified inert ingredients in pesticides: Implications for human and environmental health. *Environmental Health Perspectives*, 114(12), 1803–1806. <https://doi.org/10.1289/ehp.9374>
- Custer, C. M., Custer, T. W., Allen, P. D., Stromborg, K. L., & Melancon, M. J. 1998. Reproduction and Environmental contamination in Tree Swallows Nesting in the Fox River Drainage and Green Bay, Wisconsin, USA. *Environmental Toxicology*, 17(9), 1786–1798.

- Davis, C. Y., & Sell, J. L. 1986. Immunoglobulin Concentrations in Serum and Tissues of Vitamin A-Deficient Broiler Chicks After Newcastle Disease Virus Vaccination. *Poultry Science*, 68, 136–144.
- DiBartolomeis, M., Kegley, S., Mineau, P., Radford, R., & Klein, K. 2019. An assessment of acute insecticide toxicity loading (AITL) of chemical pesticides used on agricultural land in the United States. *Plos One*, 14(8), e0220029. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0220029>
- Dietrich, D. R., Schmid, P., Zweifel, U., Schlatter, C., Bachmann, H., Bihler, U., & Zbinden, N. 1995. Mortality of Birds of Prey Following Field Application of Granular Carbofuran : A Case Study. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 29, 140–145.
- Dijk, T. C. Van, Staalduinen, M. A. Van, & Sluijs, J. P. Van Der. 2013. Macro-Invertebrate Decline in Surface Water Polluted with Imidacloprid. *PLoS ONE*, 8(5), e62374. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062374>
- Donald, P. F., Green, R. E., & Heath, M. F. 2001. Agricultural intensification and the collapse of Europe's farmland bird populations. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 268(1462), 25–29. <https://doi.org/10.1098/rspb.2000.1325>
- Douglas, M. R., & Tooker, J. F. 2015. Large-Scale Deployment of Seed Treatments Has Driven Rapid Increase in Use of Neonicotinoid Insecticides and Preemptive Pest Management in U.S. Field Crops. *Environmental Science and Technology*, 49, 5088–5097. <https://doi.org/10.1021/es506141g>
- Driver, C. J., Drown, D. B., Ligotke, M. W., Van Voris, P., McVeety, B. D., & Greenspan, B. J. 1991. Routes of uptake and their relative contribution to the toxicologic response of Northern bobwhite (*Colinus virginianus*) to an organophosphate pesticide. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 10(1), 21–33. <https://doi.org/10.1002/etc.5620100104>
- Drouillard, K. G., & Norstrom, R. J. 2002. The influence of diet properties and feeding rates on PCB toxicokinetics in the ring dove. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 44(1), 97–106. <https://doi.org/10.1007/s00244-002-1199-y>
- Durant, S. E., Carter, A. W., Denver, R. J., Hepp, G. R., & Hopkins, W. A. 2014. Are thyroid hormones mediators of incubation temperature-induced phenotypes in birds ? *Biology Letters*,

10(20130950). <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1098/rsbl.2013.0950>

- Economic Research Service/USDA. 2005. The 20th Century Transformation of U . S . Agriculture and Farm Policy The 20th Century and Farm Policy. *Economic Information Bulletin*, 3, 1–13.
- Ehsanfar, S., & A M Modarres-Sanavy, S. 2005. Crop protection by seed coating. *Communications in Agricultural and Applied Biological Sciences*, 70(3), 225–229.
- Elbert, A., Haas, M., Springer, B., Thielert, W., & Nauen, R. 2008. Applied aspects of neonicotinoid uses in crop protection. *Pest Management Science*, 64(1), 1099–1105. <https://doi.org/10.1002/ps>
- Eng, M. L., Stutchbury, B. J. M., & Morrissey, C. A. 2017. Imidacloprid and chlorpyrifos insecticides impair migratory ability in a seed-eating songbird. *Scientific Reports*, 7(1), 15176. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-15446-x>
- Eng, M. L., Stutchbury, B. J. M., & Morrissey, C. A. 2019. A neonicotinoid insecticide reduces fueling and delays migration in songbirds. *Science*, 365(6458), 1177–1180. <https://doi.org/10.1126/science.aaw9419>
- Environnement Canada. 2011. *Presence and Levels of priority pesticides in selected Canadian Aquatic ecosystem*. Retrieved from: <https://www.canada.ca/content/dam/ecccc/migration/main/eaudouce-freshwater/5eef7087-5907-4e79-8efe37e6541e6fcf/presenceandlevelsofprioritypesticidesinselectedcanadianaquaticecosystems-20final-s.pdf>
- Evans, K. L., Wilson, J. D., & Bradbury, R. B. 2007. Effects of crop type and aerial invertebrate abundance on foraging barn swallows *Hirundo rustica*. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 122(2), 267–273. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2007.01.015>
- Fenner, K., Canonica, S., Wackett, L. P., & Elsner, M. 2013. Evaluating Pesticide Degradation in the Environment: Blind Spots and Emerging Opportunities. *Science*, 341(6147), 752–758. <https://doi.org/10.1126/science.1236281>
- Fleischli, M. A., Franson, J. C., Thomas, N. J., Finley, D. L., & Riley, W. 2004. Environmental Contamination and Avian Mortality Events in the United States Caused by Anticholinesterase Pesticides : A Retrospective Summary of National Wildlife Health Center Records from 1980 to 2000. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 46, 542–550.

<https://doi.org/10.1007/s00244-003-3065-y>

- Fleming, W. J., Chacin, H. De, Pattee, O. H., Lamont, T. G. 1982. Parathion accumulation in cricket frogs and its effect on American kestrels. *Journal of Toxicology and Environmental Health*, 10(6), 921–927. <https://doi.org/10.1080/15287398209530306>
- Fox, G. A. 1993. What Have Biomarkers Told Us About the Effects of Contaminants on the Health of Fish-eating Birds in the Great Lakes ? The Theory and a Literature Review. *Journal of Great Lakes Research*, 19(4), 722–736. [https://doi.org/10.1016/S0380-1330\(93\)71261-7](https://doi.org/10.1016/S0380-1330(93)71261-7)
- Friedman, A., & Sklan, D. 1997. Effects of retinoids on immune responses in birds. *Journal of Poultry Sciences*, 53(June).
- Fry, D. M. 1995. Reproductive effects in birds exposed to pesticides and industrial chemicals. *Environmental Health Perspectives*, 103(7), 165–171. <https://doi.org/10.2307/3432528>
- Fuller, R. J., Gregory, R. D., Gibbons, D. W., Marchant, J. H., Wilson, J. D., Baillie, S. R., & Carter, N. 1995. Population Declines and Range Contractions among Lowland Farmland Birds in Britain, 9(6), 1425–1441.
- Galindo, J. C., Kendall, R. J., Driver, C. J., & Lacher, T. E. 1985. The effect of methyl parathion on susceptibility of bobwhite quail (*Colinus virginianus*) to domestic cat predation. *Behavioral and Neural Biology*, 43(1), 21–36. [https://doi.org/10.1016/S0163-1047\(85\)91454-2](https://doi.org/10.1016/S0163-1047(85)91454-2)
- Gauthier, G., Giroux, J. F., Reed, A., Béchet, A., & Bélanger, L. 2005. Interactions between land use, habitat use, and population increase in greater snow geese: What are the consequences for natural wetlands? *Global Change Biology*, 11(6), 856–868. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2005.00944.x>
- Ghilain, A., & Bélisle, M. 2008. Breeding success of tree swallows along a gradient of agricultural intensification. *Ecological Applications*, 18(5), 1140–1154. <https://doi.org/10.1890/07-1107.1>
- Gibbons, D., Morrissey, C., & Mineau, P. 2015. A review of the direct and indirect effects of neonicotinoids and fipronil on vertebrate wildlife. *Environmental Science and Pollution Research International*, 22(1), 103–118. <https://doi.org/10.1007/s11356-014-3180-5>

- Giroux, I. 2019. *Présence de pesticides dans l'eau au Québec*. Portrait et tendances dans les zones de maïs et de soya – 2015 à 2017, Québec, ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques, Direction générale du suivi de l'état de l'environnement, 64 p. + 6 ann.
- González, F. B., Beltan Camacho, V., del Carmen Colin Olmos, M., & Vandame, R. 2018. Highly Hazardous Pesticides in Mexico.(México: RAMPAM).
- Gotelli, N. J., & Colwell, R. K. 2001. Quantifying biodiversity : procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters*, 4, 379–391.
- Goulson, D. 2013. An overview of the environmental risks posed by neonicotinoid insecticides. *Journal of Applied Ecology*, 50(4), 977–987. <https://doi.org/10.1111/1365-2664.12111>
- gouvernement du québec. 2016. Bilan des ventes de pesticides au Québec. Retrieved from <http://www.environnement.gouv.qc.ca/pesticides/bilan/index.htm>
- Gow, E. A., Burke, L., Winkler, D. W., Knight, S. M., Bradley, D. W., Clark, R. G., Bélisle, M., Berzins, L., Blake, T., Bridge, E., et al., 2019. A range-wide domino effect and resetting of the annual cycle in a migratory songbird. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 286, 1–9. <https://doi.org/10.1098/rspb.2018.1916>
- Green, R. E., & Balmford, A. 2005. Farming and the Fate of Wild Nature. *Science*, 550(307). <https://doi.org/10.1126/science.1106049>
- Groothuis, T. G. G., Müller, W., Engelhardt, N., Carere, C., & Eising, C. 2005. Maternal hormones as a tool to adjust offspring phenotype in avian species. *Neuroscience and Biobehavioral Reviews*, 29, 329–352. <https://doi.org/10.1016/j.neubiorev.2004.12.002>
- Grue, Christian E., Gibert, Peter L., Seeley, M. E. 1997. Neurophysiological and Behavioral Changes in Non-Target Wildlife Exposed to Organophosphate and Carbamate Pesticides : *American Zoology*, 37, 369–388.
- Grue, C. E. ., Powell, G., & McChesney, M. J. 1982. Care of Nestlings by Wild Female Starlings Exposed to an Organophosphate Pesticide. *British Ecological Society*, 19(2), 327–335.
- Grue, C. E., Gibert, P. L., & Seeley, M. E. 1997. Neurophysiological and behavioral changes in

- non-target wildlife exposed to organophosphate and carbamate pesticides: Thermoregulation, food consumption, and reproduction. *American Zoology*, 37(4), 369–388. <https://doi.org/10.2307/3884019>
- Grue, C. E., & Shipley, B. K. 1984. Sensitivity of Nestling and Adult Starlings to Dicrotophos , Organophosphate Pesticide. *Environmental Research*, 35, 454–465.
- Guenzi, W. D., & Hiltbold, A. E. 1974. Persistence of Pesticides. *ACSESS*, 9(1), 203–220.
- Haegele, M. A., & Hudson, R. H. 1977. Reduction of Courtship Behavior Induced by DDE in Male Ringed Turtle Doves, 89(4), 593–601.
- Hallmann, Caspar A. Foppen, Ruud P.B. Turnhout, Chris A. M. de Kroon, Hans Jongejans, E. 2014. Declines in insectivorous birds are associated with high neonicotinoid concentrations. *Nature*, 511, 341–343. <https://doi.org/10.1038/nature13531>
- Hallmann, C. A., Sorg, M., Jongejans, E., Siepel, H., Hofland, N., Schwan, H., Stenmans, W., Müller, A., Sumser, H., Hörrén, T., et al., 2017. More than 75 percent decline over 27 years in total flying insect biomass in protected areas. *PLoS ONE*, 10(12).
- Haroune, L., Cassoulet, R., Lafontaine, M. P., Bélisle, M., Garant, D., Pelletier, F., Cabana, H., Bellenger, J. P. 2015. Liquid chromatography-tandem mass spectrometry determination for multiclass pesticides from insect samples by microwave-assisted solvent extraction followed by a salt-out effect and micro-dispersion purification. *Analytica Chimica Acta*, 891, 160–170. <https://doi.org/10.1016/j.aca.2015.07.031>
- Hart, A. D. M. 1993. Relationships between behavior and the inhibition of acetylcholinesterase in birds exposed to organophosphorus pesticides. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 12(2), 321–336. <https://doi.org/10.1002/etc.5620120215>
- Hartig, F. 2019. Package DHARMA. Retrived from <https://cran.r-project.org/web/packages/DHARMA/vignettes/DHARMA.html>.
- Hoffman, D. J., Rattner, B. A., & Burton, G. A. 2003. Handbook of ecotoxicology, 2nd edition. (New York: Lewis Publisher).
- Hua, J., & Relyea, R. 2014. Chemical cocktails in aquatic systems: Pesticide effects on the

- response and recovery of > 20 animal taxa. *Environmental Pollution*, 189, 18–26.  
<https://doi.org/10.1016/j.envpol.2014.02.007>
- Imlay, T. L., Angelier, F., Hobson, K. A., Mastromonaco, G., Saldanha, S., & Leonard, M. L. 2019. Multiple intrinsic markers identify carry-over effects from wintering to breeding sites for three Nearctic-Neotropical migrant swallows. *American Ornithological Society*, 136(4), 1–15.  
<https://doi.org/10.1093/auk/ukz053>
- Jason B. Belden and Micheal J. Lydy. 2000. Impact of atrazine on organophosphate toxicity. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 19(September 2000), 2266–2274.  
<https://doi.org/10.1002/etc.5620190917>
- Jaward, F. M., Farrar, N. J., & Sweetman, A. J. 2004. Passive Air Sampling of PCBs , PBDEs , and Organochlorine Pesticides Across Europe. *Environmental Science and Technology*, 38(1), 34–41.
- Jobin, B., Baulieu, J., Grenier, M., Bélanger, L., Maisonneuve, C., Bordage, D., & Filion, B. 2004. Les paysages agricoles du Québec méridional. *Le Naturaliste Canadien*, 128(2), 92–98.
- Johnson, G. D., & Boyce, M. S. 1990. Feeding Trials with Insects in the Diet of Sage Grouse Chicks. *The Journal of Wildlife Management*, 54(1), 89–91.
- Johnston, R. D. 1993. Effects of Diet Quality on the Nestling Growth of a Wild Insectivorous Passerine, the House Martin *Delichon urbica*. *Functional Ecology*, 7(3), 255–266.
- Katagi, T. 2010. Bioconcentration, Bioaccumulation, and Metabolism of Pesticides in Aquatic Organisms. *Review of Environmental Contamination and Toxicology*, 204, 1–132.  
<https://doi.org/10.1007/978-1-4419-1440-8>
- Katagi, T., & Tanaka, H. 2016. Metabolism , bioaccumulation , and toxicity of pesticides in aquatic insect larvae. *Journal of Pesticides Sciences*, 41(2), 25–37.  
<https://doi.org/10.1584/jpestics.D15-064>
- Kentie, R., Hooijmeijer, J. C. E. W., Trimbos, K. B., Groen, N. M., & Piersma, T. 2013. Intensified agricultural use of grasslands reduces growth and survival of precocial shorebird chicks. *Journal of Applied Ecology*, 50(1), 243–251. <https://doi.org/10.1111/1365-2664.12028>



- Knight, S. M., Bradley, D. W., Clark, R. G., Gow, E. A., Bélisle, M., Berzins, L. L., Blake, T., Bridge, E. S., Burke, L., Dawson, R. D., et al. 2018. Constructing and evaluating a continent-wide migratory songbird network across the annual cycle. *Ecological Monographs*, 88(3), 445–460. <https://doi.org/10.1002/ecm.1298>
- Köhler, H., & Triebskorn, R. 2013. Wildlife Ecotoxicology of Pesticides : Can We Track Effects to the Population Level and Beyond. *Science*, 341, 759–766.
- Krupke, C. H., Hunt, G. J., Eitzer, B. D., Andino, G., & Given, K. 2012. Multiple routes of pesticide exposure for honey bees living near agricultural fields. *PLoS ONE*, 7(1). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0029268>
- Kuo, C., Yang, S., Kuo, P., & Hung, C. 2012. Immunomodulatory effects of environmental endocrine disrupting chemicals. *Kaohsiung Journal of Medical Sciences*, 28(7), S37–S42. <https://doi.org/10.1016/j.kjms.2012.05.008>
- Laetz, C. A., Baldwin, D. H., Collier, T. K., Hebert, V., Stark, J. D., & Scholz, N. L. 2009. The synergistic toxicity of pesticide mixtures: Implications for risk assessment and the conservation of endangered Pacific salmon. *Environmental Health Perspectives*, 117(3), 348–353. <https://doi.org/10.1289/ehp.0800096>
- Lagrange, P. 2015. *Déterminants de la survie et de la dispersion de reproduction par une approche capture-marquage-recapture chez l ' Hirondelle bicolore au Québec*. Thèse de doctorat, Université de Sherbrooke) Retrived from [https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-01628204/file/41865\\_LAGRANGE\\_2015\\_archivage\\_cor.pdf](https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-01628204/file/41865_LAGRANGE_2015_archivage_cor.pdf)
- Lamoureux, S. 2010. *Impact de l 'intensification agricole sur l'effort parental, la croissance et la survie des oisillons chez l'Hirondelle bicolore (Tachycineta bicolor)*. (Mémoire de Maitrise Université de Sherbrooke) Retrieved from <https://savoirs.usherbrooke.ca/bitstream/handle/11143/4863/MR65593.pdf?sequence=1>
- Lange, H. J. De, Lahr, J., Van Der Pol, J. C. J., Wessels, Y., & Faber, J. H. 2009. Ecological Vulnerability in Wildlife: An Expert Judgment and Multicriteria Analysis Tool Using Ecological Traits to Assess Relative Impact of Pollutants. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 28(10), 2233–2240.

- Larsen, K. J., Litsch, A. L., Brewer, S. R., & Taylor, D. H. 1994. Contrasting effects of sewage sludge and commercial fertilizer on egg to adult development of two herbivorous insect species. *Ecotoxicology*, 3, 94–109.
- Larsson, P. 1984. Transport of PCBs from Aquatic to Terrestrial Environments by Emerging Chironomids. *Environmental Pollution*, 34, 283–289.
- Lima, S. L., & Dill, L. M. 1990. Behavioral decisions made under the risk of predation: a review and prospectus. *Canadian Journal of Zoology*, 68(4), 619–640. <https://doi.org/10.1139/z90-092>
- Lochmiller, R. L., & Deerenberg, C. 2000. Trade-offs in evolutionary immunology : just what is the cost of immunity ? *OIKOS*, 88(1), 87–98.
- Loichot, C., & Grima, M. 2004. Mécanismes d'action des médicaments. *Faculté de Médecine de Strasbourg*, 1–17. Retrieved from [http://udsmed.u-strasbg.fr/pharmaco/pdf/DCEM1\\_Pharmacologie\\_chapitre\\_1\\_Mecanismes\\_d\\_action\\_des\\_medicaments\\_septembre\\_2005.pdf](http://udsmed.u-strasbg.fr/pharmaco/pdf/DCEM1_Pharmacologie_chapitre_1_Mecanismes_d_action_des_medicaments_septembre_2005.pdf)
- Lopez-antia, A., Ortiz-santaliestra, M. E., & Mateo, R. 2014. Experimental approaches to test pesticide-treated seed avoidance by birds under a simulated diversification of food sources. *Science of the Total Environment*, 496, 179–187. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2014.07.031>
- Lopez-Antia, A., Ortiz-Santaliestra, M. E., Mougeot, F., & Mateo, R. 2015. Imidacloprid-treated seed ingestion has lethal effect on adult partridges and reduces both breeding investment and offspring immunity. *Environmental Research*, 136(December 2013), 97–107. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2014.10.023>
- Luttik, R., & Aldenberg, T. 1997. Extrapolation factors for small samples of pesticide toxicity data: Special focus on LD50 values for birds and mammals. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 16(9), 1785–1788. [https://doi.org/10.1897/1551-5028\(1997\)016<1785:EFFSSO>2.3.CO;2](https://doi.org/10.1897/1551-5028(1997)016<1785:EFFSSO>2.3.CO;2)
- Magnusson, A., Skaug, H., Nielsen, A., Berg, C., Kristensen, K., Maechler, M., Sadat, N. 2019. *Package glmmTMB R*.

- Mason, R., Tennekes, H., Sánchez-bayo, F., & Jepsen, P. U. 2013. Immune Suppression by Neonicotinoid Insecticides at the Root of Global Wildlife Declines. *Journal of Environmental Immunology and Toxicology*, 1(1), 3–12. <https://doi.org/10.7178/jeit.1>
- Matson, P. A., Parton, W. J., Power, A. G., & Swift, M. J. 1997. Agricultural Intensification and Ecosystem Properties. *Science*, 277, 504–509.
- Mayne, G. J., Bishop, C. A., Martin, P. A., Boermans, H. J., & Hunter, B. 2005. Thyroid Function in Nestling Tree Swallows and Eastern Bluebirds Exposed to Non-Persistent Pesticides and DDE in Apple Orchards of Southern Ontario , Canada. *Ecotoxicology*, (14), 381–396.
- Mazerolle, M. M. J. 2019. Package ‘ AICcmodavg ,’ (c). Retrieved from <https://cran.r-project.org/web/packages/AICcmodavg/AICcmodavg.pdf>
- McCarty, D., & Winkler Jonh. 1999. Foraging Ecology and Diet Selectivity of Tree Swallows Feeding Nestlings. *The Condor*, 101(2), 246–254.
- McCarty, J. P., & Secord, A. L. 1999. Reproductive Ecology of Tree Swallows (*Tachycineta bicolor*) with High Levels of Polychlorinated Biphenyl Contamination. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 18(7), 1433–1439.
- McCarty, J. P., & Winkler, D. W. 1999. Foraging Ecology and Diet Selectivity of Tree Swallows Feeding Nestlings. *The Condor*, 101(2), 246–254.
- McClellan, K., & Halden, R. U. 2010. Pharmaceuticals and personal care products in archived U . S . biosolids from the 2001 EPA national sewage sludge survey. *Water Research*, 44(2), 658–668. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2009.12.032>
- McCracken, J. 2008. Are Aerial Insectivores Being ‘ Bugged Out ’? *Birdwatch Canada*, 42, 4–7.
- McCracken, D. I., & Tallwin, J. R. 2004. Swards and structure: the interactions between farming practices and bird food resources in lowland grasslands. *Ibis*, 146(2), 108–114. <https://doi.org/10.1111/j.1474-919X.2004.00360.x>
- Mcnabb, F. M. A. 2007. The Hypothalamic-Pituitary-Thyroid ( HPT ) Axis in Birds and Its Role in Bird Development and Reproduction. *Critical Reviews in Toxicology*, 37(1), 163–193. <https://doi.org/10.1080/10408440601123552>

- Mengelkoch, J. M., Niemi, G. J., & Regal, R. R. 2004. Diet of the Nestling Tree Swallow. *The Condor*, 106(2), 423. <https://doi.org/10.1650/7341>
- Michel, N. L., Smith, A. C., Clark, R. G., Morrissey, C. A., & Hobson, K. A. 2015. Differences in spatial synchrony and interspecific concordance inform guild-level population trends for aerial insectivorous birds. *Ecography*, 38(001–0013), 774–786. <https://doi.org/10.1111/ecog.01798>
- Michel, N. L., Smith, A. C., Clark, R. G., Morrissey, C. A., & Hobson, K. A. 2016. Differences in spatial synchrony and interspecific concordance inform guild-level population trends for aerial insectivorous birds. *Ecography*, 39, 774–786. <https://doi.org/10.1111/ecog.01798>
- Millet, A., Pelletier, F., Bélisle, M., & Garant, D. 2015. Patterns of Fluctuating Selection on Morphological and Reproductive Traits in Female Tree Swallow ( *Tachycineta bicolor* ). *Evolutionary Biology*, 42(3), 349–358. <https://doi.org/10.1007/s11692-015-9333-8>
- Mineau, P. 2005. A review and analysis of study endpoints relevant to the assessment of “long term” pesticide toxicity in avian and mammalian wildlife. *Ecotoxicology*, 14(8), 775–799. <https://doi.org/10.1007/s10646-005-0028-2>
- Mineau, P., Baril, A., Collins, B. T., Duffe, J., Joerman, G., & Luttik, R. 2001. Pesticide acute toxicity reference values for birds. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*, 170(February), 13–74.
- Mineau, P., & Palmer, C. 2013. The Impact of the Nation ’ s Most Widely Used Insecticides on Birds. *American Bird Conservancy*, 1–96.
- Mineau, P., & Tucker, K. R. 2002. Improving Detection of Pesticide Poisoning in Birds. *Journal of Wildlife Rehabilitation*, 25(2), 4–13.
- Mineau, P., & Whiteside, M. 2013. Pesticide Acute Toxicity Is a Better Correlate of U.S. Grassland Bird Declines than Agricultural Intensification. *PLoS ONE*, 8(2). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0057457>
- Ministry of agriculture Food and Rural Affairs. 2019a. Guide to weed control. Retrieved from <http://www.omafra.gov.on.ca/english/crops/pub75/pub75A/pub75A.pdf>

- Ministry of agriculture Food and Rural Affairs. 2019b. Guide de protection des grandes cultures. Retrieved from <http://www.omafra.gov.on.ca/french/crops/pub812/pub812.pdf>
- Mitra, A., Chatterjee, C., & Mandal, F. B. 2011a. Synthetic chemical pesticides and their effects on birds. *Research Journal of environmental Toxicology*. <https://doi.org/10.3923/rjet.2011>.
- Mitra, A., Chatterjee, C., & Mandal, F. B. 2011b. Synthetic Chemical Pesticides and Their Effects on Birds. *Research Journal of Environmental Toxicology*, 2(5), 81–96. <https://doi.org/10.3923/rjet.2011>
- Mnif, W., Hassine, A. I. H., Bouaziz, A., Bartegi, A., Thomas, O., & Roig, B. 2011. Effect of endocrine disruptor pesticides: A review. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 8(6), 2265–2303. <https://doi.org/10.3390/ijerph8062265>
- Montiel-León, J. M., Duy, S. V., Munoz, G., Amyot, M., & Sauvé, S. 2018. Evaluation of on-line concentration coupled to liquid chromatography tandem mass spectrometry for the quantification of neonicotinoids and fipronil in surface water and tap water. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*, 410(11), 2765–2779. <https://doi.org/10.1007/s00216-018-0957-2>
- Montiel-León, J. M., Munoz, G., Duy, S. V., & Do, D. T. 2019. Widespread occurrence and spatial distribution of glyphosate, atrazine, and neonicotinoids pesticides in the St. Lawrence and tributary rivers. *Environmental Pollution*. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2019.03.125>
- Morley, N. J., Irwin, S. W. B., & Lewis, J. W. 2003. Pollution toxicity to the transmission of larval digeneans through their molluscan hosts. *Parasitology*, 126, 5–26. <https://doi.org/10.1017/S0031182003003755>
- Morris, A. J., Wilson, J. D., Whittingham, M. J., & Bradbury, R. B. 2005. Indirect effects of pesticides on breeding yellowhammer (*Emberiza citrinella*). *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 106(1), 1–16. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2004.07.016>
- Morrissey, C. A., Mineau, P., Devries, J. H., Sanchez-Bayo, F., Liess, M., Cavallaro, M. C., & Liber, K. 2015. Neonicotinoid contamination of global surface waters and associated risk to aquatic invertebrates: A review. *Environment International*, 74, 291–303. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2014.10.024>
- Nebel, S., Mills, A., McCracken, J. D., & Taylor, P. D. 2010. Declines of Aerial Insectivores in

- North America Follow a Geographic Gradient. *Avian Conservation and Ecology*, 5(2), 1.  
Retrieved from <http://www.ace-eco.org/vol5/iss2/art1/>
- Nicholas, F. 1995. Evaluation of Taste Repellents with Northern Bobwhites for Deterring Ingestion of Granular Pesticides. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 14(4), 631–638.
- Nicolaus, L. K., & Lee, H. 1999. Low Acute Exposure to Organophosphate Produces Long-Term Changes in Bird Feeding Behavior. *Ecological Applications*, 9(3), 1039–1049.
- O'Connor, J. C., McCusker, R. H., Strle, K., Johnson, R. W., Dantzer, R., & Kelley, K. W. 2009. Regulation of IGF-I Function by Proinflammatory Cytokines: At the Interface of Immunology and Endocrinology. *Cell Immunology*, 252(217), 91–110.  
<https://doi.org/10.1016/j.cellimm.2007.09.010>.Regulation
- Oakes, D. J., & Pollak, J. K. 1999. Effects of a herbicide formulation, Tordon 75D??, and its individual components on the oxidative functions of mitochondria. *Toxicology*, 136(1), 41–52. [https://doi.org/10.1016/S0300-483X\(99\)00055-4](https://doi.org/10.1016/S0300-483X(99)00055-4)
- Ottinger, M. A., & Bakst, M. R. 1995. Endocrinology of the Avian Reproductive System  
Endocrinology of the Avian Reproductive System. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 4(9), 242–250.
- Ottinger, M. A., & Dean, K. M. 2011. Neuroendocrine Impacts of Endocrine-Disrupting Chemicals in Birds : Life Stage and Species Sensitivities. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B: Critical Reviews*, 14, 413–422.  
<https://doi.org/10.1080/10937404.2011.578560>
- Pandey, S. P., & Mohanty, B. 2017. Disruption of the hypothalamic-pituitary-thyroid axis on co-exposures to dithiocarbamate and neonicotinoid pesticides : Study in a wildlife bird. *Neurotoxicology*, 60, 16–22. <https://doi.org/10.1016/j.neuro.2017.02.010>
- Pandey, S. P., Tsutsui, K., & Mohanty, B. 2017. Endocrine disrupting pesticides impair the neuroendocrine regulation of reproductive behaviors and secondary sexual characters of red munia (Amandava amandava). *Physiology & Behavior*.  
<https://doi.org/10.1016/j.physbeh.2017.01.030>
- Parkinson, R. H., & Gray, J. R. 2019. Neurotoxicology Neural conduction , visual motion detection

- , and insect flight behaviour are disrupted by low doses of imidacloprid and its metabolites. *Neurotoxicology*, 72(February), 107–113. <https://doi.org/10.1016/j.neuro.2019.02.012>
- Pellerin, S., Paquette, S. R., Pelletier, F., Garant, D., & Bélisle, M. 2016. The trade-off between clutch size and egg mass in tree swallows *Tachycineta bicolor* is modulated by female body mass. *Journal of Avian Biology*, 47(4), 500–507. <https://doi.org/10.1111/jav.00725>
- Pigeon, G., Baeta, R., Garant, D., & Pelletier, F. 2012. response to phytohemagglutinin in Tree Swallows ( *Tachycineta bicolor* ). *Canadian Journal of Zoology*, 91, 56–63.
- Pigeon, Gabriel, Bélisle, M., Garant, D., Cohen, A. A., & Pelletier, F. 2013. Ecological immunology in a fluctuating environment: An integrative analysis of tree swallow nestling immune defense. *Ecology and Evolution*, 3(4), 1091–1103. <https://doi.org/10.1002/ece3.504>
- Poulin, B., Lefebvre, G., & Paz, L. 2010. Red flag for green spray: Adverse trophic effects of Bti on breeding birds. *Journal of Applied Ecology*, 47(4), 884–889. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2010.01821.x>
- Quinney, T. E., & Ankney, C. D. 1985. Prey Size Selection by Tree Swallows. *The Auk*, 102, 245–250.
- Rioux Paquette, S., Garant, D., Pelletier, F., & Bélisle, M. 2013. Seasonal patterns in Tree Swallow prey ( *Diptera* ) abundance are affected by agricultural intensification. *Ecological Applications*, 23(1), 122–133.
- Rizzati, V., Briand, O., Guillou, H., & Gamet-payraastre, L. 2016. Effects of pesticide mixtures in human and animal models: An update of the recent literature. *Chemico-Biological Interactions*, 254, 231–246. <https://doi.org/10.1016/j.cbi.2016.06.003>
- Robertson, R. J., & Rendell, W. B. 2001. A long-term study of reproductive performance in tree swallows: the influence of age and senescence on output. *Journal of Animal Ecology*, 70, 1014–1031.
- Robinson, R. A., & Sutherland, W. J. 2002. Post-war changes in arable farming and biodiversity in Great Britain. *Journal of Applied Ecology*, 39, 157–176.
- Rogers, J. A., Metz, L., & Yong, V. W. 2013. Review: Endocrine disrupting chemicals and

- immune responses : A focus on bisphenol-A and its potential mechanisms. *Molecular Immunology*, 53(4), 421–430. <https://doi.org/10.1016/j.molimm.2012.09.013>
- Rohr, J. R., Raffel, T. R., Sessions, S. K., & Hudson, P. J. 2008. Understanding the Net effects of pesticides on amphibian trematode infections. *Ecological Applications*, 18(7), 1743–1753.
- Ross, A. D., Lawrie, R. A., Keneally, J. P., & Whatmuff, M. S. 1992. sewage sludge on agricultural land - implications for the. *Australian Veterinary Journal*, 69(8), 177–181.
- Rumschlag, S., Halstead, N. T., Hoverman, J. T., Raffel, T. R., Carrick, H. J., Hudson, P. J., & Rohr, J. R. 2019. Effects of pesticides on exposure and susceptibility to parasites can be generalised to pesticide class and type in aquatic communities. *Ecology Letters*, 22, 962–972. <https://doi.org/10.1111/ele.13253>
- Ruuskanen, S. 2015. Hormonally-mediated maternal effects in birds: lessons from the flycatcher model system. *General and Comparative Endocrinology*, 224, 283–293. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2015.09.016>
- Ruuskanen, S., & Hsu, B.-Y. 2018. Maternal thyroid hormones- an unexplored mechanism underlying maternal effects in an ecological framework. *Physiological and Biochemical Zoology*, 91(3), 904–916. <https://doi.org/10.1086/697380>
- Sabatier, R., Doyen, L., & Tichit, M. 2010. Reconciling Production and Conservation in Agrolandscapes : Does Landscape Heterogeneity Help? *Innovation and Sustainable Development in Agriculture and Food*, 1–10.
- Saino, N., Bolzern, A. M., & Moller, A. P. 1997. Immunocompetence , ornamentation , and viability of male barn swallows ( *Hirundo rustica* ). *Proc R Soc B Biol Sci*, 94, 549–552.
- Saino, N., Calza, S., Moller, A., Saino, N., Calza, S., & Mollert, A. P. 1997. Immunocompetence of Nestling Barn Swallows in Relation to Brood Size and Parental Effort Published by : British Ecological Society Journal of Animal Immunocompetence of nestling barn swallows in relation 66 , 827-836 to brood size and parental effort. *Journal of Animal Ecology*, 66(6), 827–836.
- Saino, N., Ferrari, R., Romano, M., Martinelli, R., & Møller, A. P. 2003. Experimental manipulation of egg carotenoids affects immunity of barn swallow nestlings. *The Royal*



- Society*, 270, 2485–2489. <https://doi.org/10.1098/rspb.2003.2534>
- Sánchez-bayo, F., & Wyckhuys, K. A. G. 2019. Worldwide decline of the entomofauna : A review of its drivers. *Biological Conservation*, 232, 8–27. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.01.020>
- Schmitt, C., Garant, D., Bélisle, M., & Pelletier, F. 2016. Agricultural intensification is linked to constitutive innate immune function in a wild bird population. *Physiological and Biochemical Zoology*, 90(2), 201–209. <https://doi.org/10.1086/689679>
- Sinclair, C. J., & Boxall, A. B. A. 2003. Assessing the Ecotoxicity of Pesticide Transformation Products. *Environmental Science and Technology*, 37(20), 4617–4625.
- Smith, A. C., Hudson, M. R., Downes, C. M., & Francis, C. M. 2015. Change Points in the Population Trends of Aerial-Insectivorous Birds in North America : Synchronized in Time across Species and Regions. *Plos One*, 10(7), 1–23. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0130768>
- Smits, J., Bortolotti, G. R., Sebastian, M., & Ciborowski, J. J. H. 2005. Spacial , Temporal , and Dietary Determinants of organic contaminants in nestling Tree Swallows in Point Pelee National Park, Ontario, Canada. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 24(12), 3159–3165.
- Stanton, R. L., Morrissey, C. A., & Clark, R. G. 2016. Tree Swallow (*Tachycineta bicolor*) foraging responses to agricultural land use and abundance of insect prey. *Canadian Journal of Zoology*, 94(June), 637–642. <https://doi.org/10.1139/cjz-2015-0238>
- Stanton, R. L., Morrissey, C. A., & Clark, R. G. 2018. Agriculture , Ecosystems and Environment Analysis of trends and agricultural drivers of farmland bird declines in North America : A review. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 254, 244–254. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2017.11.028>
- Stromborg, K. L. 1977. Seed Treatment Pesticide Effects on Pheasant Reproduction at sublethal doses. *The Journal of Wildlife Management*, 41(4), 632–642.
- Stromborg, K. L. 1986. Reproduction of Bobwhites Fed Different Dietary Concentrations of an Organophosphate Insecticide , Methamidophos. *Archives of Environmental Contamination*

*and Toxicology*, 147, 143–147.

- Sughrue, K. M., Brittingham, M. C., & French, J. B. J. 2008. Endocrine Effects of the Herbicide Linuron on the American Goldfinch (*Carduelis Tristis*). *The American Ornithologists' Union*, 125(2), 411–419. <https://doi.org/10.1525/auk.2008.06264>
- Sur, R., & Stork, A. 2003. Uptake , translocation and metabolism of imidacloprid in plants. *Bulletin of Insectology*, 56(1), 35–40.
- Swann, J. M., Schultz, T. W., & Kennedy, J. R. 1996. The effects of the organophosphorous insecticides Dursban(TM) and Lorsban(TM) on the ciliated epithelium of the frog palate in vitro. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 30(2), 188–194. <https://doi.org/10.1007/s002449900026>
- Symonds, M. R. E., & Moussalli, A. 2011. A brief guide to model selection , multimodel inference and model averaging in behavioural ecology using Akaike ' s information criterion, 13–21. <https://doi.org/10.1007/s00265-010-1037-6>
- Tapparo, A., Marton, D., Giorio, C., Zanella, A., Solda, L., Marzaro, M., Vivan, L., Girolami V., Animalì A., Risorse, A. 2012. Assessment of the Environmental Exposure of Honeybees to Particulate Matter Containing Neonicotinoid Insecticides Coming from Corn Coated Seeds. *Environmental Science and Technology*, 46(1), 2592–2599.
- Tews, J., Bert, D. G., & Mineau, P. 2013. Estimated Mortality of Selected Migratory Bird Species from Mowing and Other Mechanical Operations in Canadian Agriculture. *Avian Conservation and Ecology*, 8(2), 8. <https://doi.org/10.5751/ACE-00559-080208>
- Tokumoto, J., Danjo, M., Kobayashi, Y., Kinoshita, K., Omotehara, T., Tatsumi, A., Hashiguchi, M., Sekijima, T., Kamisoyama, H., Yokoyama, T., et al. 2013. Effects of exposure to clothianidin on the reproductive system of male quails. *Journal of Veterinary Medical Science*, 75(6), 755–760. <https://doi.org/10.1292/jvms.12-0544>
- Tyler, C. R., Jobling, S., & Sumpter, J. P. 1998. Endocrine Disruption in Wildlife: A Critical Review of the Evidence. *Critical Reviews in Toxicology*, 28(4), 319–361. <https://doi.org/10.1080/10408449891344236>
- US environmental protection agency. 2017. Pesticides Industry Sales and Usage. Retrieved from

[https://www.epa.gov/sites/production/files/2017-01/documents/pesticides-industry-sales-usage-2016\\_0.pdf](https://www.epa.gov/sites/production/files/2017-01/documents/pesticides-industry-sales-usage-2016_0.pdf)

- Van Scoy, A. R., & Tjeerdema, R. S. 2014. Environmental fate and toxicology of clomazone. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*, 229(916), 35–49. [https://doi.org/10.1007/978-3-319-03777-6\\_3](https://doi.org/10.1007/978-3-319-03777-6_3)
- Vos, J. G., Dybing, E., Greim, H. A., Ladefoged, O., Lambré, C., Tarazona, J. V., Beandt, I., Vethaak, A. D. 2000. Health Effects of Endocrine-Disrupting Chemicals on Wildlife , with Special Reference to the European Situation. *Critical Reviews in Toxicology*, 30(1), 71–133.
- Vyas, N. B., Spann, J. W., Hulse, C. S., Gentry, S., & Borges, S. L. 2007. Dermal insecticide residues from birds inhabiting an orchard. *Environmental Monitoring and Assessment*, 133(1–3), 209–214. <https://doi.org/10.1007/s10661-006-9573-2>
- Walker, C. H. 2003. Neurotoxic Pesticides and Behavioural Effects Upon Birds. *Ecotoxicology*, 12, 307–316.
- Walsh, L. P., McCormick, C., Martin, C., & Stocco, D. M. 2000. Roundup Inhibits Steroidogenesis by Disrupting Steroidogenic Acute Regulatory ( StAR ) Protein Expression, 108(8), 769–776.
- White, D. H., Mitchell, C. A., & Hill, E. F. 1983. Parathion alters incubation behavior of laughing gulls. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 31(1), 93–97. <https://doi.org/10.1007/BF01608772>
- Whitehorn, P. R., Connor, S. O., Wackers, F. L., & Goulson, D. 2012. Neonicotinoid Pesticide Reduces Bumble Bee Colony Growth and Queen Production. *Science*, 336(6079), 351–353. Retrieved from doi:10.1126/science.1215025
- Wilhelms, K. W., Cutler, S. A., Proudman, J. A., Anderson, L. L., & Scanes, C. G. 2005. Atrazine and the hypothalamo-pituitary-gonadal axis in sexually maturing precocial birds: Studies in male Japanese quail. *Toxicological Sciences*, 86(1), 152–160. <https://doi.org/10.1093/toxsci/kfi170>
- Willis, G. H., & McDowell, L. L. 1987. Pesticide persistence on foliage. *Review of Environmental Contamination and Toxicology*, 100(1), 23–73.

- Winkler, D. W., & Allen, P. E. 1996. The Seasonal Decline in Tree Swallow Clutch Size : Physiological Constraint or Strategic Adjustment ? *Ecological Society of America*, 77(3), 922–932.
- Wood, T. J., & Goulson, D. 2017. The environmental risks of neonicotinoid pesticides: a review of the evidence post 2013. *Environmental Science and Pollution Research*, 24(21), 17285–17325. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-9240-x>
- Ynch, H. E. J. L., & Horson, J. A. T. T. 2014. Dealing with under- and over-dispersed count data in life history , spatial , and community ecology, 95(11), 3173–3180.
- Zanden, J. L. 1991. The first green revolution: the growth of production and productivity in European agriculture, 1870-1914. *The Economic History Review*, 44(2), 215–239. <https://doi.org/10.1111/j.1468-0289.1991.tb01840.x>

## CHAPITRE 3

### DISCUSSION GÉNÉRALE ET CONCLUSION

#### 3.1 Retour sur les résultats et objectifs

L'objectif général de mon projet était d'évaluer l'impact des pesticides agricoles sur la performance de reproduction de l'Hirondelle bicolor (*Tachycineta bicolor*). Les deux objectifs spécifiques de mon projet étaient donc : 1) de quantifier la présence et le niveau de contamination en pesticides dans les insectes que les parents rapportent à leurs oisillons pendant leur croissance au sein de notre aire d'étude 2) et d'étudier les effets de la contamination de la nourriture des hirondelles par les pesticides sur la taille des couvées, le succès d'éclosion et le succès d'envol des hirondelles. Le système d'étude à long terme d'une population d'Hirondelle bicolor au sein d'un gradient d'intensification agricole a permis de quantifier la diversité en pesticide ainsi que l'intensité et la distribution spatiale de la contamination en pesticides des fermes chaque année. Il a aussi permis de vérifier les effets des pesticides sur la performance de reproduction des Hirondelles bicolores.

##### 3.1.1 Pesticides détectés

Mes travaux de recherche ont permis de montrer que les pesticides sont omniprésents dans les insectes consommés par les Hirondelles bicolores et possiblement dans l'environnement de façon générale. D'abord, nous avons détecté une variabilité dans le temps, et l'espace des variables de proxy de la présence en pesticides dans la nourriture consommée par les Hirondelles bicolores. En effet, la portion intensive du gradient d'intensivité agricole avait une plus grande proportion de boulettes contaminées et un plus grand nombre de pesticides différents détectés. Une grande variété de pesticides, de différentes familles chimiques (ex. carbamates, organophosphorés, néonicotinoïdes, etc.) et ayant différents rôles (ex. herbicides, insecticides, fongicides), ainsi qu'une grande proportion de pesticides que notre méthode nous permettait de détecter (47/54), ont été détectés au sein des boulettes d'insectes. Dans notre système d'étude, le régime alimentaire des Hirondelles bicolores est principalement composé de diptères (voir Bellavance et al., 2018), et une

relativement large proportion de leur diète (~20%) est constitué d'insectes ayant un stade de vie aquatique (ex. éphéméroptères) (Bellavance et al., 2018; McCarty et Winkler, 1999; Quinney et Ankney, 1985). Les pesticides les plus fréquemment détectés au sein des boulettes d'insectes sont aussi parmi les plus fréquemment détectés dans les cours d'eau du Québec (Giroux, 2019; Montiel-León et al., 2018). Ceci suggère que les pesticides détectés dans les boulettes d'insectes pourraient non seulement provenir des fermes où elles ont été récoltées, mais également du milieu aquatique dans lequel se sont développés ces insectes. En effet, les pesticides peuvent être bioaccumulés chez les larves d'insectes et chez les invertébrés aquatiques de façon générale (Katagi, 2010; Larsson, 1984). Cette hypothèse pourrait être appuyée par le fait que nous avons détecté certains composés pharmaceutiques ou ménagés au sein de ces mêmes boulettes en 2017 et 2018 (Table S8). Il est toutefois aussi possible que les composés pharmaceutiques et ménagés soient présents chez les insectes en raison de leurs expositions à des boues d'épuration épandues dans les champs agricoles (gouvernement du Québec, 2019). Ces dernières pourraient dans ce cas, représenter une source de contamination supplémentaire à d'autres types de composés, dont les composés pharmaceutiques mentionnés, et différents métaux lourds (Larsen et al., 1994; McClellan et Halden, 2010; Ross et al., 1992).

Plusieurs pesticides différents étaient parfois retrouvés au sein d'une seule et même boulette d'insecte, allant jusqu'à 16 pesticides. Ainsi les individus pourraient être exposés à plus d'un pesticide après l'ingestion d'une seule boulette d'insectes. En moyenne, 4,1 pesticides étaient détectés au sein des boulettes d'insectes sur chaque ferme, et 50 % de ces boulettes d'insectes étaient contaminées par au moins un pesticide. Parmi les boulettes contaminées, 45 % l'étaient par plus d'un pesticide. Plusieurs pesticides étaient donc parfois détectés sur une même ferme lors d'une année. Certains composés, comme les insecticides organophosphorés et pyréthroïdes, les carbamates (en particulier les inhibiteurs d'acétylcholinestérase), les fongicides azolés et les herbicides triazines, sont plus susceptibles de produire des effets cocktails (Cedergreen, 2014). Une autre étude a révélé que parmi les mélanges de produits chimiques testés, la plupart des interactions synergiques ont été observées avec des mélanges d'insecticides (Rizzati et al., 2016). Ces types de pesticides étaient parfois détectés ensemble dans les boulettes d'insectes ou sur la même ferme la même année (Table S3; S4). Toutefois, afin d'observer des interactions synergiques entre composés, ceux-ci doivent non seulement être présents simultanément, mais également être

présents à des concentrations suffisamment élevées pour induire une synergie (Cedergreen, 2014). Ainsi nos détections de pesticides simultanés répondent au moins au premier critère et illustrent un certain potentiel d'effets cocktail, alors que le deuxième critère pourrait ne pas être rencontré c'est-à-dire que les concentrations pourraient être insuffisantes pour causer de tels effets. Puisque la majorité des études sur les effets de l'exposition à plusieurs composés chimiques se font sur des espèces en milieux aquatiques (Hua et Relyea, 2014; Laetz et al., 2009; Morrissey et al., 2015), ou sur les invertébrés (Anderson et Lydy, 2002; Pandey et Mohanty, 2017; Wood et Goulson, 2017), d'autres études seront nécessaires afin de déterminer si ce genre d'effets peuvent être rencontrés chez les vertébrés terrestres en milieux naturels.

### *3.1.2 Lien entre les pesticides et la performance de reproduction*

Une autre conclusion de mon mémoire est que d'autres études seront nécessaires afin de mieux comprendre le rôle des pesticides dans le déclin des insectivores aériens. Nous prévoyions une incidence négative de l'exposition aux pesticides sur la performance de reproduction des Hirondelles bicolores. Cependant, malgré le nombre élevé de pesticides détectés chaque année sur les fermes et la variance d'exposition et de détection des pesticides dans notre système, nous n'avons pas trouvé de relations entre notre proxy d'exposition aux pesticides (nombre de boulettes contaminées) ou notre proxy représentant un certain potentiel d'effets cocktails (nombre de pesticides différents) et la taille des couvées, le succès d'éclosion et le succès d'envol des Hirondelles bicolores. Cette absence de relation entre les pesticides et la performance de reproduction pourrait être expliquée de différentes manières comme par de trop faibles concentrations en pesticides dans les boulettes d'insectes, l'utilisation de variables trop grossières pour détecter des effets des pesticides chez les oiseaux, des effets des pesticides présents à leur aire migratoire et la présence d'effets reportés (« carry-over effects »), etc. Ces possibilités seront discutées dans cette section.

Cette absence d'effets des pesticides sur le succès reproducteur pourrait être expliquée par les faibles concentrations détectées au sein de boulettes d'insectes récoltés. En effet, l'intensité des effets des pesticides sur la reproduction des oiseaux exposés dépend des doses reçues (Lopez-Antia et al., 2015; Tokumoto et al., 2013; Wilhelms et al., 2005). Par exemple, lorsque des oiseaux mâles

ont reçu oralement 0,02, 1 ou 50 mg d'un pesticide par kg de poids corporel et se sont reproduits avec des femelles non traitées, seuls les œufs des femelles s'accouplant avec les mâles ayant reçu 1 et 50 mg/kg de pesticides ne se sont pas développés (Tokumoto et al., 2013). Ceci suggère que les concentrations en pesticides quantifiées au sein des boulettes d'insectes seraient grandement insuffisantes pour provoquer un effet sur la reproduction des oiseaux, et ce, possiblement malgré une exposition chronique à ces composés chimiques. Il faut être conscient des limites de la comparaison des résultats des études de toxicité des contaminants effectués en laboratoire avec celles obtenues en milieux naturels. Les études en laboratoire se concentrent sur les différences de sensibilité de quelques espèces exposées aux contaminants sur de courtes périodes (Mineau, 2005). En effet, il existe des différences de sensibilité et de vulnérabilité aux contaminants entre les espèces (Mineau et Palmer, 2013). En raison de ces différences, Mineau et al. (2001), ont développé une méthode qui permet d'obtenir des valeurs de concentration en pesticide représentant un risque pour les espèces aviaires. Cette méthode permet d'obtenir des valeurs suffisamment inclusives pour la plupart des espèces d'oiseaux, peu importe leur taille (Mineau et al., 2001). Lorsque l'on compare nos concentrations à ces valeurs de référence, elles sont tout de même grandement inférieures. Alors, les concentrations en pesticides obtenues dans nos boulettes d'insectes représenteraient potentiellement peu de risque pour la plupart des espèces aviaires selon ces valeurs de références (Mineau et al., 2001). Toutefois, cette méthode permet de tenir compte de certaines différences de sensibilité liées aux caractéristiques morphologiques des espèces. Néanmoins, certaines espèces peuvent être plus vulnérables à certains contaminants. Par exemple, les Hirondelles bicolores, par leur utilisation du milieu agricole, pourraient être particulièrement vulnérables aux pesticides, puisqu'elles sont susceptibles d'être exposées aux traitements agricoles, et donc aux pesticides (Douglas et Tooker, 2015; Elbert et al., 2008; Mineau et Palmer, 2013). Aussi, notre méthode ne permet que d'estimer en partie l'intensité de l'exposition aux pesticides des hirondelles, et celle-ci pourrait être sous-estimée. Effectivement, notre méthode permettait d'obtenir un proxy de la présence et de l'intensité de l'exposition aux pesticides dans la nourriture consommée par les Hirondelles bicolores. Bien que l'exposition aux contaminants par voie orale par l'entremise de la consommation de nourriture contaminée représente une voie importante de contamination (Driver et al., 1991), il existe d'autres sources d'exposition potentielle aux contaminants (ex. exposition orale indirecte par lissage des plumes, exposition cutanée, inhalation, etc.) (Driver et al., 1991; Vyas et al., 2007). Par exemple, l'absorption cutanée et le lissage de



plumes contaminées peuvent grandement contribuer à la dose globale et à la réponse toxique des oiseaux exposés aux contaminants (Driver et al., 1991). Également, notre méthode ne tient pas compte de la bioaccumulation de certains contaminants qui pourrait être présente chez certains oiseaux (Van Leeuwen et Hermens, 1995). En effet, les oiseaux insectivores présenteraient des concentrations supérieures en contaminants comparativement à des espèces herbivores, dues à la bioaccumulation de certains contaminants au sein de la chaîne trophique (Van Leeuwen et Hermens, 1995). Bref, de prochaines études pourraient permettre d'ajouter de la précision par rapport à l'intensité de l'exposition aux pesticides auxquels fait face l'Hirondelle bicoloré en évaluant d'autres voies de contamination potentielles.

Il est possible que les pesticides aient un effet sur les Hirondelles bicolores exposées, mais au niveau d'autres variables que celles que nous avons évaluées dans cette étude. En effet, il se peut que nos variables soient trop grossières pour que nous détectons un effet de l'exposition aux pesticides. Cette absence d'effet des pesticides sur le succès reproducteur concorde avec les résultats d'autres études en milieu naturel. Celles-ci n'ont pas trouvé d'effet ou de relation entre l'exposition à différents contaminants et le succès reproducteur des Hirondelles bicolores (Bishop et al., 1999; Custer et al., 1998). L'une de ces études a évalué les effets de différentes expositions aux polychlorobiphényles (PCB) sur le succès d'éclosion et d'envol des Hirondelles bicolores dans un gradient de contamination (Bishop et al., 1999). Elle n'a pas trouvé de relations entre l'exposition aux contaminants et ces variables reproductrices, mais a trouvé une relation avec l'exposition aux contaminants et des fonctions métaboliques importantes, telles qu'au niveau de l'homéostasie de la vitamine A. Cette classe de composés chimiques peut influencer la reproduction des oiseaux, ainsi que la croissance et l'immunocompétence des oisillons (Fox, 1993). Différents contaminants, y compris les pesticides, peuvent influencer les taux de rétinoïdes chez les oiseaux exposés (Boily et al., 2005; Bosveld et al., 1995; Boyer et al., 2000; Fox, 1993). Puisque l'immunocompétence des oisillons est un élément important lié à leur condition corporelle et potentiellement à leur survie future, les pesticides pourraient, de cette manière, influencer la reproduction et la survie des oisillons quittant le nid (Christe et al., 1998; Saino et al., 1997; Saino et al., 2003). Il s'agit d'une période pour laquelle nous ne disposons pas des données. Également, les oiseaux femelles pourraient avoir un impact sur leurs oisillons par l'entremise de changements d'allocation en hormones dans leurs œufs (Groothuis et al., 2005; Merrill et al., 2019). Ainsi,

certaines perturbations endocriniennes que peuvent causer les pesticides pourraient être transgénérationnelles par le transfert maternel de ces composés dans les œufs, ou par les perturbations endocriniennes de la mère (Colborn et al., 1993; Ruuskanen et al., 2019; Vos et al., 2000). Les hormones auxquelles les oisillons sont exposés tôt dans leur vie peuvent influencer un large éventail de processus qui peuvent avoir des conséquences à court et à long terme (Groothuis et al., 2005). Les hormones transférées par la mère dans leurs œufs sont reconnues pour influencer le développement, la physiologie, la morphologie, l'immunité, le comportement et la survie de ses jeunes (Groothuis et al., 2005; Ruuskanen, 2015; Ruuskanen et Hsu, 2018). Par ailleurs, il a été montré que les adultes reproducteurs et les oisillons de notre système d'étude ont un profil immunologique qui dépend du niveau d'intensification agricole autour de leurs nichoirs (Lopez-Antia et al., 2015; Pigeon et al., 2012; Pigeon et al., 2013; Schmitt et al., 2016). Ainsi, des recherches se concentrant sur ce genre d'effets des pesticides sur les oiseaux devraient être effectuées. Lorsque l'on prend en compte la modélisation par marque-recapture, elle indique que la survie annuelle apparente des adultes a tendance à être inférieure chez les individus qui nichent dans des paysages de culture intensive de notre zone d'étude (Lagrange, 2015). D'autres exemples d'effets plus subtils des pesticides sur les espèces aviaires comprennent: des effets sur divers comportements reproducteurs (Hart, 1993; Grue et al., 1982; Stromborg, 1986) et comportements migratoires (Eng et al., 2017; Eng et al., 2019), par l'entremise d'effets sur différents processus physiologiques (ex. système endocrinien, système nerveux, etc.; Fig.3). Ces exemples d'effets sublétaux potentiels des pesticides qui peuvent se répercuter sur les stades ultérieurs de la vie et sur la condition physique justifient certainement des recherches plus approfondies.

Il est également possible que les hirondelles présentent des effets suivant l'exposition à des pesticides à leur aire migratoire. Effectivement, nous nous sommes concentrés sur les effets des pesticides retrouvés à l'aire de reproduction, alors les pesticides auxquels les hirondelles sont exposées à leur aire migratoire pourraient également provoquer des effets néfastes. Comme mentionné, l'Hirondelle bicolore est un passereau migrateur de longue distance qui niche au Canada et au nord des États-Unis, et hivernant sur les côtes de la Floride et du Mexique (Winkler et al., 2011; Knight et al., 2018). La réglementation concernant les pesticides et leur utilisation varie entre ces régions. À titre d'exemple, un total de 140 ingrédients actifs de pesticides sont autorisés au Mexique, alors qu'ils sont interdits ou non autorisés dans d'autres pays. Cette liste

comprend 65 pesticides interdits ou non autorisés dans d'autres pays, incluant des produits très dangereux pour la santé humaine selon les critères établis par le groupe d'experts de l'Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), et l'Organisation mondiale de la santé (OMS) (González et al., 2018). Une étude récente montre que l'habitat d'hivernage aurait des effets reportés (« carry-over effects ») de la période de non-reproduction à la période de reproduction qui affectent la condition corporelle, la phénologie de la reproduction et/ou la performance de reproduction chez trois insectivores aériens en déclin (Imlay et al., 2019; Gow et al., 2019). Ainsi, les pesticides auxquels les oiseaux sont exposés à leur aire migratoire, et non seulement ceux auxquels ils sont exposés à leur aire de reproduction, tels qu'évalués dans la présente étude, pourraient provoquer des effets néfastes sur ces derniers.

Des différences de compromis énergétique pourraient expliquer l'absence d'effets des pesticides sur les trois variables de reproduction de la présente étude. D'abord, certains individus pourraient choisir d'abandonner une couvée ou de ne pas se reproduire plutôt que, par exemple, réduire la taille de leur couvée (Bennett et Etterson, 2006; McCarty et Secord, 1999; Mineau, 2005). Plusieurs espèces d'oiseaux, dont l'Hirondelle bicolore, lorsque fortement exposées aux contaminants, présentent un taux élevé d'abandon de leurs nids pendant l'incubation (McCarty et Secord, 1999; Mineau, 2005). La population échantillonnée dans cette étude est la proportion de la population ayant terminé l'incubation. Ainsi, une fraction non aléatoire des individus, soit les individus n'ayant pas réussi à se reproduire, et qui potentiellement pourraient être les plus touchés par des effets négatifs des pesticides, n'est pas échantillonnée. Une autre possibilité prend racine dans la théorie du cycle biologique. Cette théorie suggère que les hirondelles adultes auraient tendance à investir davantage dans une reproduction actuelle, à leurs propres dépens et aux dépens de leur reproduction future (Cox et al., 2018; Winkler et al., 2004). Ainsi, ce fort investissement parental dans la reproduction pourrait atténuer certains des effets néfastes des pesticides (ex. effets trophiques indirects) auxquels leurs oisillons seraient exposés. Les parents pourraient donc, jusqu'à un certain niveau, tamponner certains effets des pesticides sur les oisillons. Une étude suggère par ailleurs que les Hirondelles bicolores adultes pourraient compenser la moins bonne qualité de l'habitat en investissant davantage dans les soins parentaux (Lamoureux, 2010; Bishop et al., 2000). Ainsi, les Hirondelles bicolores exposées aux pesticides pourraient choisir d'abandonner leur nid,

de ne pas se reproduire du tout, ou elles pourraient investir davantage dans leur reproduction. Ce genre d'éléments n'ont pas été évalués dans cette étude.

Ces avenues restent donc à explorer, et seront également discutées dans la prochaine section de ce mémoire. Mon projet ouvre la porte à de futures études, puisque de nombreux facteurs restent encore à explorer afin de comprendre le rôle des pesticides dans le déclin des insectivores aériens. Une des conclusions principales de mon mémoire est que les pesticides sont omniprésents dans l'environnement, et qu'il est urgent de mieux comprendre leurs effets potentiels sur les espèces aviaires en milieu naturel. Mieux comprendre les effets de ces contaminants pourrait permettre de diminuer leurs impacts et de développer de meilleures méthodes d'évaluation de leur toxicité avant leur utilisation en milieu naturel.

### **3.2 Limites du projet et perspectives futures**

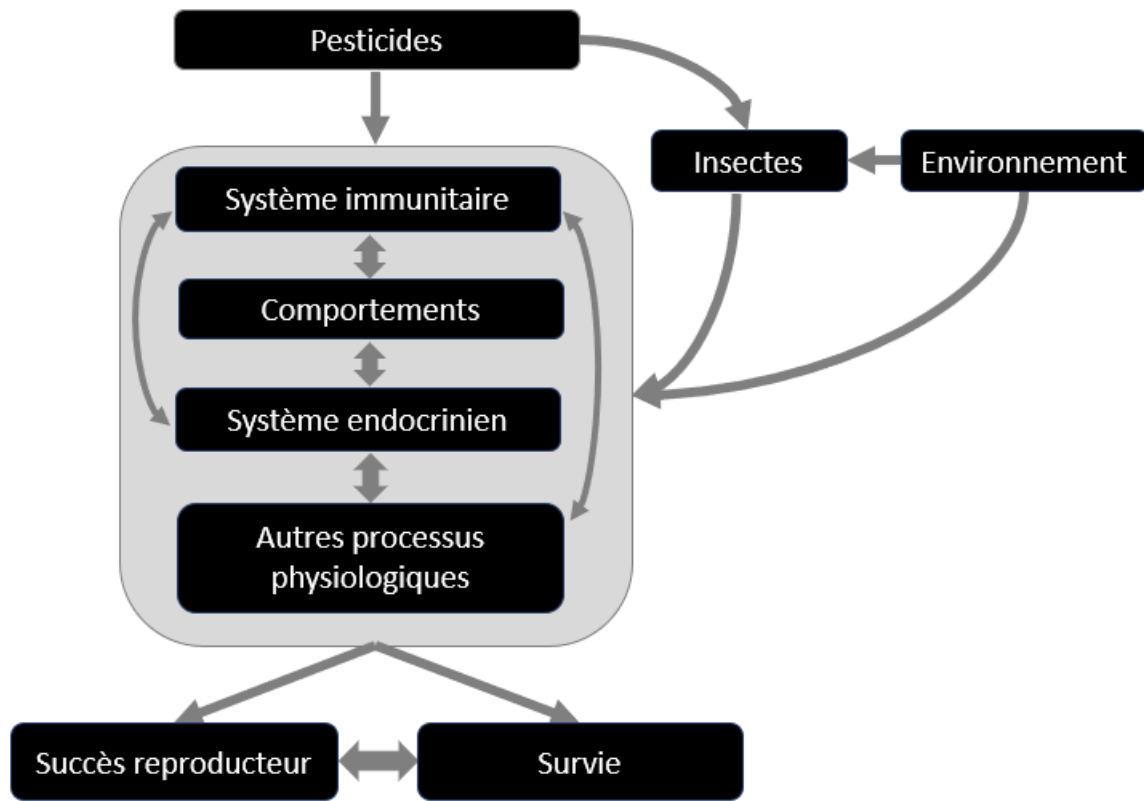
Comme c'est sans doute souvent le cas, mes recherches apportent possiblement plus de questions que de réponses par rapport à notre compréhension du déclin des insectivores aériens, et au rôle des pesticides dans ce déclin. D'autres études seront nécessaires afin de vérifier les hypothèses émises à la suite de l'obtention de nos résultats. Par exemple, il serait intéressant de vérifier la source de contamination en pesticide des insectes consommés par les hirondelles. Il serait pertinent de vérifier l'hypothèse selon laquelle les pesticides détectés dans les boulettes d'insectes pourraient provenir en grande partie des milieux aquatiques dans lesquels certains de ces insectes se sont développés. Pour ce faire, plusieurs échantillons d'invertébrés terrestres et aquatiques sur les fermes ou dans des points d'eau près des fermes pourraient être récoltés et analysés de la même manière que les boulettes d'insectes de cette étude (voir Haroune et al. (2015)). Des échantillons d'eau provenant des points d'eau près des fermes, et de sols sur celles-ci pourraient également être analysés. Les détections en pesticides pourraient ensuite être comparées entre ces échantillons. Ceci pourrait permettre d'évaluer la route de contamination des insectes en pesticides. Il serait également intéressant de vérifier si la consommation en insectes contaminés représente la principale voie de contamination des hirondelles aux pesticides comparativement à d'autres voies (ex. exposition orale indirecte par lissage des plumes, exposition cutanée, inhalation, etc.) (Driver et al., 1991; Vyas et al., 2007). Alors, la présence de pesticides pourrait être évaluée sur chacune

des fermes, par exemple, à l'aide d'échantillonnage passif de l'air (Jaward et al., 2004). Ceci permettrait d'évaluer l'intensité d'autres types d'exposition potentielle aux pesticides.

Il pourrait être intéressant de tenter de capturer une portion des individus qui ne se sont pas reproduits et/ou d'analyser et d'effectuer la nécropsie de certains adultes et oisillons retrouvés morts dans notre système. Ceci pourrait être effectué afin d'évaluer les niveaux de concentration en pesticides dans différents tissus, mais également pour comprendre les causes de mortalité (si cette cause n'est pas visuellement identifiable). En effet, les oiseaux souffrant de mortalité à la suite d'une dose létale de pesticide passent très souvent inaperçus en milieux naturels (Cox, 1991; Mineau et Tucker, 2002). Notre système d'étude représente donc une opportunité d'analyses en pesticides supplémentaires, puisque plusieurs oisillons et hirondelles adultes sont retrouvés morts dans les nichoirs chaque saison de reproduction. Également, la capture d'individus qui ne se sont pas reproduits dans notre système d'étude, et l'analyse de la charge en pesticides chez ces individus (ex. échantillon sanguin), bien que potentiellement difficile à effectuer, pourraient permettre de vérifier certaines hypothèses. Par exemple, cela pourrait permettre de vérifier l'hypothèse selon laquelle les individus les plus touchés par la contamination en pesticides pourraient éviter de se reproduire, ou abandonner leur couvée.

De futures études pourraient être effectuées dans le but d'évaluer les effets potentiels des pesticides sur d'autres paramètres liés à la survie et la reproduction des oiseaux (Fig.3). Ainsi, une autre avenue intéressante à explorer, serait de s'attarder à comprendre les changements physiologiques, comportementaux, hormonaux et immunitaires que pourraient produire les pesticides chez les espèces exposées, mais qui ont pu passer inaperçus dans cette étude. Des effets sur ces éléments par les pesticides sont possibles, et pourraient influencer la survie ou la reproduction des oiseaux à long terme. Par exemple, certains pesticides sont des inhibiteurs d'acétylcholinestérase, ce qui peut aussi influencer plusieurs comportements chez les oiseaux (Grue et al., 1982; Haegele et Hudson, 1977; Mitra et al., 2011; Stromborg, 1977), tels que les comportements d'incubation (Bennett et al., 1991; White et al., 1983). Il en va de même pour les pesticides perturbateurs endocriniens, qui peuvent perturber des hormones importantes au bon fonctionnement de la reproduction (Mnif et al., 2011; Ottinger et Bakst, 1995). Ces perturbations hormonales peuvent influencer la réponse immunitaire (Kuo et al., 2012; Rogers et al., 2013) et divers comportements (Ottinger et Dean,

2011; Pandey et al., 2017). À leur tour, certains comportements parentaux, tels que l'effort de nourrissage des oisillons, peuvent influencer l'immunocompétence et la survie future des oisillons (Christe et al., 1998; Saino et al., 1997). Cela illustre de la complexité des effets que pourraient avoir les pesticides sur la faune. Plusieurs de ces paramètres pourraient être directement mesurés dans de futures études, comme la concentration en acétylcholinestérase, ou en rétinoïdes dans différents tissus. Les concentrations en hormones dans les œufs pourraient également être mesurées et comparées à travers notre système d'étude. Bref, mieux comprendre les liens de causalités entre les éléments de la figure 3 en milieu naturel pourrait permettre de mieux comprendre le déclin des insectivores aériens, et c'est sur quoi de prochaines études pourraient concentrer leurs efforts.



**Figure 3. Diagramme dirigé représentant les liens de causalités possibles entre les pesticides, les insectes, l'environnement, le système immunitaire et endocrinien, les comportements, d'autres processus physiologiques, le succès reproducteur et la survie.**

### 3.3 Conclusion

Pour conclure, mon étude met en évidence le besoin davantage d'étude sur les effets des pesticides sur les espèces en milieux naturels. En effet, plusieurs facteurs associés à l'intensification agricole peuvent expliquer le déclin des insectivores aériens, et plus globalement des espèces associées aux milieux agricoles (Benton et al., 2003; Matson et al., 1997; Stanton et al., 2018). Cette étude documente l'omniprésence des pesticides dans les insectes et possiblement dans l'environnement. La détection de pesticides dans les milieux naturels semble être en augmentation dans différents écosystèmes (DiBartolomeis et al., 2019; Giroux, 2019), possiblement par leur persistance et leur bioaccumulation dans le biota (Arias-Estévez et al., 2008; Katagi et Tanaka, 2016). Les résultats de ce projet suggèrent des effets plus subtils des pesticides chez les oiseaux exposés pourraient être possibles. Afin d'évaluer le niveau de risque et les effets que pourrait ressentir la faune exposée à des composés comme les pesticides agricoles, et afin de développer l'homologation de ces composés, les résultats des études en laboratoire sont utilisés. Ces études évaluent rarement les effets de l'exposition à des mélanges de pesticides pour déterminer, par exemple, les effets cocktail potentiels ou les effets sur les comportements (Mineau, 2005; Mineau et Palmer, 2013). Ainsi, ce genre d'études pourraient obtenir des résultats non représentatifs de ce qui est retrouvé en milieux naturels, et pourraient donc passer à côté d'effets importants sur la faune (Gibbons et al., 2015; Köhler et Triebkorn, 2013; Mineau, 2005; Mineau et Palmer, 2013). Il est donc essentiel de concentrer nos efforts pour mieux comprendre les conséquences des pesticides sur les écosystèmes, à l'aide d'étude à long terme en milieux naturels. Notre étude montre que les pesticides entrent dans la chaîne trophique, mais nous n'avons pas trouvé de relation entre la consommation de proies contaminées et la reproduction des Hirondelles bicolors. D'autres études sont manifestement nécessaires pour évaluer le rôle potentiel des pesticides dans le déclin des insectivores aériens.



## **ANNEXE**

### **Supplementary Material**

#### **For**

#### **Assessing the effects of pesticides on the reproductive performance of a declining aerial insectivore**

par

Marie-Christine Poisson, Marc Bélisle, Dany Garant et Fanie Pelletier,

**Table S1. Limits of detection (LOD) and quantification (LOQ) for the 54 pesticides possible to detect in the boluses collected between 2013 and 2018.**

<b>Pesticide</b>	<b>LOD (ng/g)</b>	<b>LOQ (ng/g)</b>	<b>Pesticide</b>	<b>LOD (ng/g)</b>	<b>LOQ (ng/g)</b>
One naphthol	<b>0.20</b>	<b>0.48</b>	nitenpyram	<b>0.22</b>	<b>0.55</b>
aldicarb	<b>0.30</b>	<b>1.04</b>	pendimethalin	<b>0.19</b>	<b>0.56</b>
carbendazim	<b>0.19</b>	<b>0.48</b>	metolachlor	<b>0.21</b>	<b>0.46</b>
pyrimethanil	<b>0.49</b>	<b>1.10</b>	imazethapyr	<b>0.16</b>	<b>0.45</b>
thiabendazole	<b>0.16</b>	<b>0.42</b>	thiamethoxam	<b>0.27</b>	<b>0.72</b>
simazine	<b>0.26</b>	<b>0.66</b>	parathion	<b>0.88</b>	<b>2.88</b>
carbaryl	<b>0.17</b>	<b>0.51</b>	diazinon	<b>0.20</b>	<b>0.45</b>
dinotefuran	<b>0.39</b>	<b>0.83</b>	krezoxim.methyl	<b>0.67</b>	<b>1.77</b>
aldicarb.sulfoxide	<b>0.15</b>	<b>0.66</b>	azinphos.methyl	<b>0.49</b>	<b>1.41</b>
isoproturon	<b>0.28</b>	<b>0.67</b>	phosmet	<b>0.28</b>	<b>0.70</b>
chlorotoluron	<b>0.27</b>	<b>0.65</b>	iprodione	<b>1.51</b>	<b>4.90</b>
o.methoate	<b>0.53</b>	<b>1.60</b>	malathion	<b>0.96</b>	<b>1.94</b>
monolinuron	<b>0.19</b>	<b>0.71</b>	boscalid	<b>0.34</b>	<b>1.07</b>
atrazine	<b>0.28</b>	<b>0.68</b>	chlorpyrifos	<b>0.10</b>	<b>0.36</b>
methabenzthiazuron	<b>0.27</b>	<b>0.59</b>	piperonyl.butoxide	<b>0.16</b>	<b>0.42</b>
carbofuran	<b>0.19</b>	<b>0.47</b>	chlorfenvinphos	<b>0.46</b>	<b>1.21</b>
acetamiprid	<b>0.28</b>	<b>0.68</b>	coumaphos	<b>0.41</b>	<b>0.92</b>
aldicarb.sulfone	<b>0.58</b>	<b>1.48</b>	pyraclostrobin	<b>0.25</b>	<b>0.67</b>
bendiocarb	<b>0.36</b>	<b>0.74</b>	permethrin	<b>0.23</b>	<b>0.56</b>
metoxuron	<b>0.23</b>	<b>0.51</b>	trifloxystrobin	<b>0.26</b>	<b>0.59</b>
dimethoate	<b>0.17</b>	<b>0.44</b>	spinosad.A	<b>0.21</b>	<b>0.62</b>
terbuthylazine	<b>0.21</b>	<b>0.53</b>	bentazon	<b>0.46</b>	<b>1.48</b>
sebuthylazine	<b>0.20</b>	<b>0.44</b>	fludioxonil	<b>2.16</b>	<b>6.32</b>
diuron	<b>0.35</b>	<b>0.71</b>	thiacloprid	<b>0.18</b>	<b>0.38</b>
cyanazine	<b>0.28</b>	<b>0.75</b>	hexazinone	<b>0.08</b>	<b>0.49</b>
linuron	<b>1.12</b>	<b>3.76</b>	imidacloprid	<b>0.42</b>	<b>1.06</b>
clothianidin	<b>0.35</b>	<b>1.14</b>	metobromuron	<b>0.60</b>	<b>1.71</b>

**Table S2. Percentages of censored data in our database between 2013 and 2018 (n=2081 insect boluses). Proportion of boluses collected that were under the limit of detection (<LD), proportion of boluses collected that we detected pesticide presence for at least one pesticide, but were not able to quantify their concentrations (LD>LQ), and proportion of boluses collected that we detected and quantify their concentrations (>LQ).**

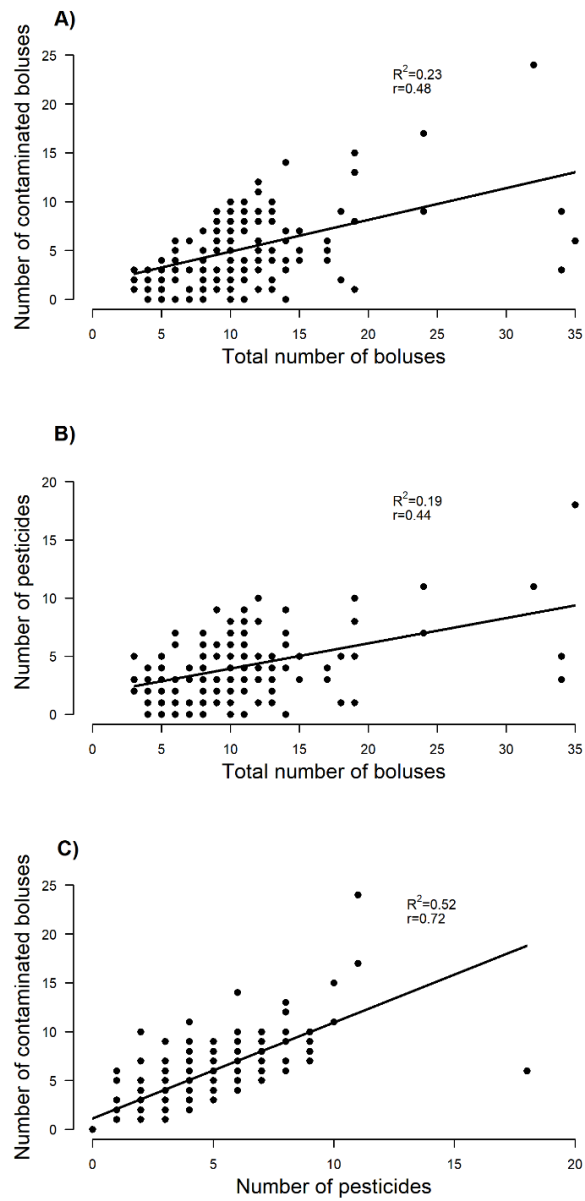
Percentage of boluses under the limit of detection (<LD)	<b>98.41</b>
Percentage of boluses over the limit of detection, but under the limit of quantification (LD>LQ)	<b>0.48</b>
Percentage of boluses over the limit of quantification (>LQ)	<b>0.99</b>

**Table S3. Proportions of pesticides which were among the compounds that our chemical method allowed us to detect for three chemical families (carbamates, organophosphates and neonicotinoids) and the names of pesticides we were able to detect at least once in insects boluses for each of those chemical family (n=2081 insect boluses).**

Pesticide group	Proportion detected	Name of the detected
carbamate detected	4/6	aldicarb, aldicarb sulfoxide, carbaryl, carbofuran
organophosphate detected	8/9	azinphos methyl, chlorfenvinphos, chlorpyrifos, diazinon, dimethoate, o-methoate, parathion, phosmet
neonicotinoid detected	5/7	imidacloprid, thiamethoxam, thiacloprid, clothianidine, dinotefuran

**Table S4. The number of farms (n=40 farms) for each year of the study (n=6 years) where pesticides with potential to produce cocktail effects that our method allowed us to detect were detected together at least once on the same farm and the same year, in the same insects' boluses and/or in different insect boluses (n=2081 insect boluses).**

	2013	2014	2015	2016	2017	2018
Number of farms with carbamate and organophosphate pesticides detected together	2	1	2	4	0	0
Number of farms with different insecticide detected together	9	13	15	17	6	6



**Figure S1. Pearson correlations and  $R^2$  between A) total number of boluses harvested and the number of pesticides detected. B) Total number of boluses collected, and the number of boluses contaminated by at least one of the 54 pesticides. C) The number of pesticides detected in the boluses and the number of boluses contaminated by at least one of the 54 pesticides. Data have been collected in southern Québec, between 2013 and 2018.**

**Table S5. Candidate models for each reproductive variable and their information criterion.**

Model candidates structure	df	AICc	$\Delta$ AICc	AICcWt	CumWt
Year + control + no total boluses + no pesticide + %non-intensive	15	1845.26	0.00	0.18	0.18
Year + control + no total boluses + %non-intensive	14	1845.75	0.49	0.14	0.32
Year + control + no total boluses + npesticide + %intensive	15	1846.99	1.73	0.08	0.40
Year + control + no total boluses + no pesticide + no contaminated boluses + %intensive + %non-intensive	17	1847.20	1.94	0.07	0.47
Year + control + %non-intensive	13	1847.22	1.96	0.07	0.54
Year + control + ntotal boluses + %intensive	14	1847.27	2.01	0.07	0.60
Year + control + no total boluses + no contaminated boluses + %non-intensive	15	1847.71	2.45	0.05	0.66
Null	4	2022.45	177.19	0.00	1.00

Model candidates structure	df	AICc	$\Delta$ AICc	AICcWt	CumWt
Year + control + %intensive	12	1807.83	0.00	0.22	0.22
Year + control	11	1808.83	1.01	0.13	0.35
Year + control + %non-intensive + %intensive	13	1809.22	1.39	0.11	0.46
Year + control + no total boluses + %intensive	13	1809.79	1.97	0.08	0.55
Year + control + %non-intensive	12	1810.21	2.38	0.07	0.61
Year + control + no total boluses	12	1810.74	2.91	0.05	0.66
Year + control + no total boluses + npesticide	13	1811.23	3.41	0.04	0.70
Year + control + no total boluses + npesticide + %intensive	14	1811.37	3.55	0.04	0.74
Year + control + no total boluses + no contaminated boluses + %intensive	14	1811.86	4.04	0.03	0.77
Year + control + no total boluses + no pesticide + %non-intensive	13	1812.18	4.36	0.02	0.79
Null	3	1844.76	36.93	0.00	1.00

Model candidates structure	df	AICc	$\Delta$ AICc	AICcWt	CumWt
Year + control + %non-intensive	12	1744.18	0.00	0.22	0.22
Year + control	11	1744.93	0.74	0.15	0.37
Year + control + %intensive	12	1745.66	1.48	0.10	0.48
Year + control + no total boluses + %non-intensive	13	1746.20	2.02	0.08	0.56
Year + control + %non-intensive + %intensive	13	1746.21	2.03	0.08	0.64
Year + control + no total boluses	12	1746.94	2.76	0.06	0.69
Year + control + no total boluses + npesticide + %non-intensive	14	1747.65	3.46	0.04	0.73
Year + control + no total boluses + %intensive	13	1747.67	3.49	0.04	0.77
Year + control + no total boluses + no contaminated boluses + %non-intensive	14	1748.27	4.09	0.03	0.80
Year + control + no total boluses + no contaminated boluses	13	1748.52	4.34	0.03	0.82
Null	3	1875.92	131.73	0.00	1.00

A) the clutch size, B) the hatching success, and C) the fledging success. Degree of freedom (df), Akaike information criterion (AICc), the difference of Akaike information criterion between models ( $\Delta$ AICc), the weighted-Akaike information criterion (AICcWt ( $w$ )) and the cumulative weight for each model candidates (CumWt) is shown. Control variables including laying date, female age and mass have been included. N total boluses collected (no total boluses), the number of pesticides detected (no pesticide), the number of contaminated boluses (no contaminated boluses) and the percentage of intensive (%intensive) and non-intensive (%non-intensive) landscape around nest boxes. All candidate models had the same random effect structure, including farm and female identity. The Null model included only random effects.

**Table S6. Effect of pesticides, landscape characteristics and other control variables on all three reproductive variables, results are averaged for each reproductive variable using all their respective models. Proxies of pesticide exposure are the number of contaminated boluses and the mean number of pesticides detected per farms in 5 boluses randomly selected multiple times following rarefaction curve method.**

A)	Variables	Beta	SE	IC inf	IC sup
	Intercept	1.67	0.02	1.64	1.7
	2014	0.08	0.02	0.04	0.11
	2015	0.06	0.02	0.02	0.09
	2016	0.09	0.02	0.04	0.13
	2017	0.09	0.02	0.05	0.13
	2018	0.07	0.02	0.03	0.11
	Laying date	-0.05	0.01	-0.06	-0.04
	Total number boluses	0.01	0.01	-0.01	0.02
	Age female (SY)	-0.06	0.02	-0.09	-0.02
	Female mass	0.01	0.01	0.00	0.03
	%Intensive	-0.01	0.01	-0.03	0.01
	%non-intensive	0.02	0.01	0.01	0.03
	Number of contaminated boluses	0.00	0.01	-0.01	0.02
	Number of pesticides detected in 5 boluses randomly selected	-0.01	0.01	-0.02	0.01

B)	Variables	Beta	SE	IC inf	IC sup
	Intercept	1.99	0.20	1.60	2.38
	2014	0.69	0.21	0.29	1.10
	2015	0.40	0.23	-0.05	0.85
	2016	0.14	0.27	-0.40	0.68
	2017	0.61	0.26	0.10	1.12
	2018	0.50	0.23	0.04	0.96
	Laying date	0.15	0.07	0.00	0.29
	Total number boluses	-0.08	0.08	-0.24	0.08
	Age female (SY)	-0.49	0.20	-0.88	-0.10
	Female mass	0.03	0.07	-0.10	0.16
	%Intensive	-0.10	0.10	-0.30	0.09
	%non-intensive	0.03	0.11	-0.19	0.26
	Number of contaminated boluses	-0.02	0.11	-0.22	0.19
	Number of pesticides detected in 5 boluses randomly selected	-0.13	0.09	-0.31	0.05



C)

Variables	Beta	SE	IC inf	IC sup
Intercept	2.17	0.24	1.70	2.64
2014	0.81	0.27	0.29	1.33
2015	0.61	0.28	0.06	1.15
2016	-0.98	0.30	-1.57	-0.40
2017	-0.38	0.29	-0.96	0.19
2018	0.69	0.30	0.10	1.29
Laying date	-0.12	0.08	-0.28	0.04
Total number boluses	0.07	0.10	-0.13	0.28
Age female (SY)	0.33	0.25	-0.17	0.82
Female mass	0.03	0.08	-0.12	0.19
%Intensive	-0.06	0.13	-0.33	0.20
%non-intensive	0.17	0.11	-0.06	0.39
Number of contaminated boluses	-0.03	0.13	-0.28	0.22
Number of pesticides detected in 5 boluses randomly selected	0.06	0.11	-0.15	0.28

Averaged estimates (Beta), standard error (SE) and confidence intervals (CI inf and sup) for A) the clutch size B) the hatching success and C) fledging success models. Proxies of pesticide exposure are the number of contaminated boluses and the mean number of pesticides detected per farms in 5 boluses randomly selected multiple times following rarefaction curve method. The average estimates are obtained with A) linear mixed effects models using template model builder fitted with a Conway-Maxwell-Poisson and B) C) generalized linear mixed effect models using binomial family. All models included farm and female identity as random effects. See Table S5 for definition of our models.

**Table S7. Candidate models for each reproductive variable and their information criterion. The mean number of pesticides detected in 5 boluses collected randomly multiple times per farm was used as a pesticide variable that accounted for difference in pesticide detection probability.**

	Model candidates structure	df	AICc	$\Delta$ AICc	AICcWt	CumWt
A)	Year + control + %non-intensive	13	1705.55	0.00	0.29	0.29
	Year + control + no total boluses + %non-intensive	14	1706.68	1.13	0.17	0.46
	Year + control + npesticide + %non-intensive	14	1707.24	1.70	0.13	0.59
	Year + control + %non-intensive + %intensive	14	1707.35	1.80	0.12	0.71
	Year + control + no total boluses + no contaminated boluses + %non-intensive	15	1708.72	3.17	0.06	0.77
	Year + control + %intensive	13	1708.90	3.36	0.05	0.82
	Year + control + no total boluses + %intensive	14	1709.51	3.96	0.04	0.86
	Year + control + npesticide + %intensive	14	1710.53	4.99	0.02	0.88
	Year + control + no total boluses + no contaminated boluses + %intensive	15	1711.37	5.82	0.02	0.90
	Null	4	1874.85	169.30	0.00	1.00
	Model candidates structure	df	AICc	$\Delta$ AICc	AICcWt	CumWt
B)	Year + control + npesticide	12	1661.55	0.00	0.14	0.14
	Year + control + no total boluses + %intensive	12	1662.51	0.96	0.09	0.23
	Year + control	11	1662.55	1.01	0.09	0.32
	Year + control + npesticide + npesticide:masse	13	1663.02	1.48	0.07	0.39
	Year + control + npesticide + %intensive	13	1663.11	1.56	0.07	0.45
	Year + control + no total boluses + %intensive	13	1663.20	1.65	0.06	0.51
	Year + control + no total boluses	12	1663.35	1.80	0.06	0.57
	Year + control + npesticide + %non-intensive	13	1663.56	2.01	0.05	0.63
	Year + control + %non-intensive	12	1663.64	2.09	0.05	0.68
	Year + control + no total boluses + %non-intensive	13	1664.08	2.53	0.04	0.72
	Null	3	1696.27	34.73	0.00	1.00
	Model candidates structure	df	AICc	$\Delta$ AICc	AICcWt	CumWt
C)	Year + control + %non-intensive	12	1639.72	0.00	0.16	0.16
	Year + control	11	1640.01	0.28	0.14	0.31
	Year + control + no total boluses + %intensive	12	1640.99	1.27	0.09	0.39
	Year + control + npesticide + %non-intensive	13	1641.33	1.48	0.08	0.47
	Year + control + no total boluses + %non-intensive	13	1641.53	1.61	0.07	0.55
	Year + control + no total boluses	12	1641.76	1.81	0.07	0.61
	Year + control	13	1642.07	2.03	0.06	0.67
	Year + control + npesticide + npesticide:masse	12	1642.50	2.35	0.05	0.72
	Year + control + no total boluses + %intensive	13	1642.73	2.78	0.04	0.76
	Year + control + npesticide + %intensive	13	1643.28	3.00	0.04	0.80
	Null	3	1768.96	130.36	0.00	1.00

Candidate models for A) the clutch size, B) the hatching success, and C) the fledging success. Degree of freedom (df), Akaike information criterion (AICc), the difference of Akaike information criterion between models ( $\Delta$ AICc), the weighted-Akaike information criterion (AICcWt ( $w$ )) and the cumulative weight for each model candidates (CumWt) is shown. Control variables including laying date, female age and mass have been included. N total of boluses collected (no total boluses), the number of contaminated boluses (no contaminated boluses) and the percentage of intensive (%intensive) and non-intensive (%non-intensive) landscape around nest boxes. The mean number of pesticides detected in 5 boluses collected randomly multiple times per farm was used as a pesticide variable that accounted for difference in pesticide detection probability. All candidate models had the same random effect structure including farm and female identity. The Null model included only random effects.

**Table S8. Percentages of boluses contaminated by at least one of the household products and pharmaceuticals tested in same insects' boluses used for pesticides detection in 2017 (n=240 insect boluses) and 2018 (n=297 insect boluses) and for both years pooled (n=537 insect boluses).**

Compounds	% contaminated boluses 2017	% contaminated boluses 2018	% contaminated boluses in Total
Acetaminophen	3.75	2.02	2.79
Caffeine	80.8	62.6	70.8
Ibuprofen	0.00	0.00	0.00
Naproxen	0.42	0.00	0.19
Carbamazepine	0.42	0.00	0.19
Mefenamic Acid	0.00	0.00	0.00
Ketoprofen	0.00	0.00	0.00
Cyclophosphamide	0.00	0.67	0.37
Atenolol	0.00	0.00	0.00
Trimethoprim	0.00	0.00	0.00
Ciprofloxacin	0.00	3.03	1.70
Indometacine	0.00	0.00	0.00
Fenofibrate	0.00	0.00	0.00
Bezafibrate	0.00	0.00	0.00
Ofloxacin	0.00	0.67	1.70

Harvested boluses were processed to determine the presence and concentration of those compound using the same chemical method that was used for pesticides. This chemical method is a two-step method described in Haroune et al., (2015).

**Table S9. List of different pesticides that can be detected and quantified by the chemical method used in this study.**

<b>Substance</b>	<b>Role</b>	<b>Chemical family</b>	<b>Substance</b>	<b>Role</b>	<b>Chemical family</b>
Acetamiprid	insecticide	neonicotinoid	Isoproturon	herbicide	substituted urea
Aldicarb	insecticide et nematicide	carbamate	Kresoxim-methyl	fongicide	strobilurine, oximinoacetate
Aldicarb-sulfone	insecticide et nematicide	carbamate	Linuron	herbicide	substituted urea
Aldicarb-sulfoxide	insecticide et nematicide	carbamate	Malathion	insecticide, acaricide, topical drug for animals	organophosphorus
Atrazine	herbicide	triazine	Methibenzuron	algicide, herbicide	benzothiazole, substituted urea
Azinphos-methyl	insecticide	organophosphorus	Metobromuron	herbicide	substituted urea
Bendiocarb	insecticide	carbamate	Metolachlor	herbicide	organochlorine
Bentazon	herbicide	Benzothiadiazole	Metoxuron	herbicide	substituted urea
Boscalid	fongicide	carboxamides (nicotinamides)	Monolinuron	herbicide, algicide	substituted urea
Carbaryl	insecticide	carbamate	Naphtol	precursor	phénol
Carbendazim	fongicide	benzimidazole, carbamate	Nitenpyram	insecticide	neonicotinoid
Carbofuran	insecticide	carbamate	O-Methoate	insecticide, acaricide	organophosphorus
Chlorfenvinphos	insecticide	organophosphorus	Parathion	insecticide	organophosphorus
Chlorpyrifos	insecticide	organophosphorus	Pendimethalin	herbicide	dinitroaniline
Chlortoluron	herbicide	substituted urea	Permethrin	insecticide	pyrethroid
Clothianidin	insecticide	neonicotinoid	Phosmet	insecticide	organophosphorus
Coumaphos	insecticide, acaricide	organophosphate	Piperonyl butoxide	insecticide	NA
Cyanazine	herbicide	triazine	Pyraclostrobin	fongicide	strobilurin

Diazinon	insecticide	organophosphorus	Pyrimethanil	fongicide	anilinopyrimidine
Dimethoate	insecticide et acaricide	organophosphorus	Sebuthylazine	herbicide	chlorotriazine
Dinotefuran	insecticide	neonicotinoid	Simazine	herbicide	triazine
Diuron	herbicide	substituted urea	Spinosad	insecticide, acaricide	spinosyne; mixture of chemical compounds of the bacteria Saccharopolyspora spinosa
Fludioxonil	fongicide	Phénylpyrrole	Terbuthylazine	herbicide	triazine
Hexazinone	herbicide	triazinone	Thiabendazole	fongicide et antiparasitic	benzimidazole
Imazethapyr	herbicide	imidazolinone	Thiacloprid	insecticide	neonicotinoid
Imidacloprid	insecticide	neonicotinoid	Thiametoxam	insecticide	neonicotinoid
Iprodione	fongicide	dicarboximide	Trifloxystrobin	fongicide	Strobilurine

**Table S10. Summary of the different landscapes characteristics in our study area expressed as relative areas (%) covered by each of these categories in a 500m radius around each nest box between 2013 and 2018.**

Landscape characteristics	minimum	maximum	mean	Standard deviation
tree	0.00	66.26	15.90	17.22
forest	0.00	53.28	0.78	4.98
oat	0.00	17.42	0.53	1.83
oat and wheat	0.00	28.40	0.10	1.57
wheat	0.00	42.12	2.15	5.40
wheat and oat	0.00	27.46	0.22	2.13
organic wheat	0.00	1.10	0.00	0.02
wheat and canola	0.00	6.62	0.04	0.48
wheat and barley	0.00	0.95	0.00	0.02
organic wheat, barley, peas	0.00	4.44	0.00	0.10
wheat and rye	0.00	4.84	0.02	0.28
organic wheat and rye	0.00	3.20	0.01	0.17
canola	0.00	1.88	0.01	0.12
canola and corn	0.00	8.23	0.15	0.89
canola and soy	0.00	18.02	0.1	1.10
water	0.00	8.18	0.73	1.31
fodder	0.00	71.07	15.27	14.80
fallow land	0.00	59.33	3.50	6.12
fallow land and forest	0.00	11.31	0.21	1.18
flaxseed	0.00	12.41	0.04	0.52
alfalfa	0.00	35.71	1.04	3.80
corn	0.00	97.17	26.78	22.33
organic corn	0.00	5.33	0.07	0.511
market gardening	0.00	22.02	0.37	1.55
organic market gardening	0.00	1.89	0.03	0.20
barley	0.00	20.21	0.54	2.37
grazing land	0.00	65.44	5.42	9.76
tree nursery	0.00	12.57	0.29	1.50
peas	0.00	21.42	0.14	1.35
organic peas	0.00	0.55	0.00	0.02
buckwheat	0.00	4.92	0.02	0.28
rye	0.00	21.55	0.54	2.19
rye and oat	0.00	21.48	0.07	1.15
soy	0.00	94.58	13.81	14.68
organic soy	0.00	4.43	0.03	0.27
soy and canola	0.00	13.40	0.14	1.03

bare ground	0.00	31.12	0.48	2.58
sunflower	0.00	18.01	0.11	0.98
urbain	0.00	43.02	10.29	7.51
orchard	0.00	3.94	0.01	0.17

**Table S11 Quantification measurements (>LOQ) of pesticides in insect boluses for all years of the study (2013-2018) in ng/g of dry mass.**

pesticide	minimum	maximum	mean	standard deviation
acetamiprid	NA	NA	NA	NA
aldicarb	NA	NA	NA	NA
aldicarb.sulfone	NA	NA	NA	NA
aldicarb.sulfoxide	3.44	90.30	46.87	61.42
atrazine	0.17	323.80	11.47	27.22
azinphos.methyl	NA	NA	NA	NA
bendiocarb	NA	NA	NA	NA
bentazon	1.77	1363.64	110.05	309.12
boscalid	1.73	28.55	9.70	12.62
carbaryl	0.53	30.42	5.77	8.44
carbendazim	0.58	6.67	3.65	2.66
carbofuran	1.33	1.33	1.33	NA
chlorfenvinphos	NA	NA	NA	NA
chlorotoluron	0.99	0.99	0.99	NA
chlorpyrifos	0.50	3.13	1.48	0.79
clothianidin	1.14	224.40	7.06	25.56
coumaphos	7.81	7.81	7.81	NA
cyanazine	NA	NA	NA	NA
diazinon	2.27	6.25	4.26	2.81
dimethoate	NA	NA	NA	NA
dinotefuran	6.35	31.25	18.80	17.61
diuron	4.46	4.46	4.46	NA
fludioxonil	14.21	66.60	40.40	37.05
hexazinone	1.59	1.69	1.64	0.07
imazethapyr	0.45	1227.80	32.82	136.82
imidacloprid	1.19	3.02	1.82	0.86
iprodione	25.00	25.00	25.00	NA
isoproturon	1.50	180.36	46.75	89.08
krezoxim.methyl	3.33	3.33	3.33	NA
linuron	NA	NA	NA	NA
malathion	NA	NA	NA	NA
methabenzthiazuron	NA	NA	NA	NA
metobromuron	1.73	9.13	4.39	2.71
metolachlor	0.46	136.56	5.26	14.95

metoxuron	0.73	0.73	0.73	NA
monolinuron	0.91	2.00	1.45	0.77
nitenpyram	NA	NA	NA	NA
o.methoate	NA	NA	NA	NA
one.naphthol	0.69	32.08	15.19	12.07
parathion	3.61	149.09	36.10	38.15
pendimethalin	0.67	53.50	17.53	23.15
permethrin	NA	NA	NA	NA
phosmet	1.33	9.42	4.25	4.49
piperonyl.butoxide	0.56	8.54	3.58	2.39
pyraclostrobin	0.87	6.67	2.98	2.29
pyrimethanil	NA	NA	NA	NA
sebuthylazine	3.12	3.12	3.12	NA
simazine	0.60	5.15	2.40	1.96
spinosad.A	1.05	1.05	1.05	NA
terbutylazine	3.12	3.12	3.12	NA
thiabendazole	0.42	13.33	2.43	2.42
thiacloprid	0.40	838.88	40.40	146.08
thiamethoxam	0.82	49.20	6.63	10.68
trifloxystrobin	0.72	22.10	6.00	8.16

**Table S12 Non-averaged estimates for the three best models (smaller  $\Delta AIC_c$ ), standard error (SE) and confidence intervals (CI inf and sup) for A) clutch size B) hatching success and C) fledging success models.**

A) Model 1

Variables	Estimate	SE	IC inf	IC sup
Intercept	1.6572	0.0160	1.6259	1.6886
2014	0.0825	0.0185	0.0462	0.1189
2015	0.0600	0.0192	0.0224	0.0978
2016	0.1060	0.0227	0.0616	0.1505
2017	0.1023	0.0212	0.0608	0.1439
2018	0.0797	0.0201	0.0402	0.1191
Laying date	-0.0483	0.0058	-0.0596	-0.0369
Total number boluses	0.0161	0.0066	0.0032	0.0290
Age female (SY)	-0.0570	0.0165	-0.0894	-0.0246
Female mass	0.0150	0.0053	0.0046	0.0254
%non-intensive	0.0156	0.0058	0.0042	0.0270
Number of pesticides detected	-0.0115	0.0072	-0.0256	0.0026



A) Model 2

Variables	Estimate	SE	IC inf	IC sup
Intercept	1.6613	0.0158	1.6303	1.6923
2014	0.0833	0.0185	0.0469	0.1197
2015	0.0532	0.0187	0.0164	0.0900
2016	0.0914	0.0207	0.0506	0.1321
2017	0.0959	0.0208	0.0550	0.1368
2018	0.0793	0.0201	0.0397	0.1189
Laying date	-0.0480	0.0058	-0.0594	-0.0366
Total number boluses	0.0104	0.0055	-0.0004	0.0213
Age female (SY)	-0.0561	0.0165	-0.0885	-0.0236
Female mass	0.0151	0.0053	0.0047	0.0256
%non-intensive	0.0196	0.0052	0.0094	0.0299

A) Model 3

Variables	Estimate	SE	IC inf	IC sup
Intercept	1.6568	0.0160	1.6254	1.6883
2014	0.0826	0.0185	0.0462	0.1190
2015	0.0608	0.0192	0.0230	0.0986
2016	0.1068	0.0227	0.0621	0.1515
2017	0.1033	0.0212	0.0617	0.1450
2018	0.0796	0.0201	0.0400	0.1191
Laying date	-0.0479	0.0058	-0.0592	-0.0365
Total number boluses	0.0173	0.0065	0.0046	0.0301
Age female (SY)	-0.0576	0.0165	-0.0900	-0.0252
Female mass	0.0154	0.0053	0.0050	0.0259
%Intensive	-0.0141	0.0060	-0.0259	-0.0023
Number of pesticides detected	-0.0114	0.0074	-0.0260	0.0031

B) Model 1

Variables	Estimate	SE	IC inf	IC sup
Intercept	2.0134	0.1779	1.6647	2.3621
2014	0.6809	0.1993	0.2903	1.0715
2015	0.2539	0.1955	-0.1292	0.6370
2016	0.0441	0.2236	-0.3941	0.4823
2017	0.4291	0.2186	0.0006	0.8576
2018	0.5557	0.2194	0.12570	0.9857
Laying date	0.1533	0.0724	0.11274	0.2952
Age female (SY)	-0.4922	0.1943	-0.8731	-0.1113

Female mass	0.0547	0.0650	-0.0728	-0.0728
%Intensive	-0.1468	0.0844	-0.3123	0.0186

#### B) Model 2

Variables	Estimate	SE	IC inf	IC sup
Intercept	1.9930	0.1859	1.6287	2.3572
2014	0.7039	0.2045	0.3032	1.1047
2015	0.2827	0.2043	-0.1178	0.6831
2016	0.0592	0.2286	-0.3889	0.5073
2017	0.4567	0.2348	-0.0034	0.9169
2018	0.5885	0.2330	0.1318	1.0452
Laying date	0.1571	0.0736	0.0128	0.3013
Total number boluses	0.0261	0.0658	-0.1028	0.1551
Age female (SY)	-0.4850	0.1949	-0.8670	-0.1030
Female mass	0.0614	0.0656	-0.0672	0.1900

#### B) Model 3

Variables	Estimate	SE	IC inf	IC sup
Intercept	2.0119	0.1780	1.6629	2.3608
2014	0.6775	0.1991	0.2873	1.0676
2015	0.2550	0.1952	-0.1276	0.6375
2016	0.0441	0.2233	-0.3935	0.4817
2017	0.4223	0.2185	-0.0058	0.8505
2018	0.5456	0.2193	0.1157	0.9754
Laying date	0.1545	0.0724	0.01268	0.2963
Age female (SY)	-0.4915	0.1941	-0.8719	-0.1111
Female mass	0.0564	0.0649	-0.0708	0.1836
%Intensive	-0.2325	0.1363	-0.4996	0.0346
%non-intensive	-0.1119	0.1380	-0.3825	0.1586

#### C) Model 1

Variables	Estimate	SE	IC inf	IC sup
Intercept	2.2905	0.2287	1.8422	2.7388
2014	0.6536	0.2537	0.1565	1.1508
2015	0.5700	0.2582	0.0640	1.0760
2016	-1.1294	0.2705	-1.6596	-0.5993
2017	-0.3188	0.2632	-0.8346	0.1970
2018	0.5503	0.2864	-0.0109	1.1116
Laying date	-0.0842	0.0795	-0.2400	0.0716
Age female (SY)	0.1863	0.2386	-0.2814	0.6540

Female mass	0.0733	0.0773	-0.0783	0.2248
%non-intensive	0.1621	0.0904	-0.0151	0.3393

### C) Model 2

Variables	Estimate	SE	IC inf	IC sup
Intercept	2.2730	0.2321	1.8183	2.7279
2014	0.6453	0.2539	0.1477	1.1428
2015	0.5817	0.2584	0.0752	1.0882
2016	-1.1417	0.2706	-1.6720	-0.6113
2017	-0.3377	0.2632	-0.8535	0.1780
2018	0.5426	0.2865	-0.0190	1.1041
Laying date	-0.0763	0.0796	-0.2323	0.0797
Age female (SY)	0.1858	0.2387	-0.2820	0.6535
Female mass	0.0733	0.0778	-0.0792	0.2257

### C) Model 3

Variables	Estimate	SE	IC inf	IC sup
Intercept	2.2815	0.2315	1.8277	2.7354
2014	0.6390	0.2538	0.1416	1.1365
2015	0.5716	0.2584	0.0651	1.0781
2016	-1.1429	0.2706	-1.6733	-0.6124
2017	-0.3319	0.2631	-0.8477	0.1839
2018	0.5397	0.2865	-0.0219	1.1012
Laying date	-0.0787	0.0795	-0.2345	0.0772
Age female (SY)	0.1817	0.2387	-0.2862	0.6496
Female mass	0.0746	0.0777	-0.0776	0.2269
%Intensive	-0.1101	0.0940	-0.2944	0.0742

Proxy of pesticide exposure are the number of contaminated boluses and the number of pesticides detected per farms. The estimates are obtained with A) linear mixed effects models using template model builder fitted with a Conway-Maxwell-Poisson and B) C) generalized linear mixed effect models using binomial family. All models included farm and female identity as random effects. See Table S5 for definition of our models.

## BIBLIOGRAPHIE

- Anderson, T. D., & Lydy, M. J. (2002). Increased toxicity to invertebrates associated with a mixture of atrazine and organophosphate insecticides. *Environmental Toxicology and Chemistry / SETAC*, 21(7), 1507–1514. <https://doi.org/10.1002/etc.5620210724>
- Arias-Estévez, M., Lopez-Periago, E., Martinez-Carballo, E., Simal-Gandara, J., Mejuto, J.-C., & Garcia-Rio, L. (2008). The mobility and degradation of pesticides in soils and the pollution of groundwater resources. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 123(1), 247–260. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2007.07.011>
- Arias, E. (2003). Sister chromatid exchange induction by the herbicide 2,4-dichlorophenoxyacetic acid in chick embryos. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 55(3), 338–343. [https://doi.org/10.1016/S0147-6513\(02\)00131-8](https://doi.org/10.1016/S0147-6513(02)00131-8)
- Baird, D. J., & Brink, P. J. Van Den. (2007). Using biological traits to predict species sensitivity to toxic substances. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 67, 296–301. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2006.07.001>
- Bélanger, L., & Grenier, M. (2002). Agriculture intensification and forest fragmentation in the St. Lawrence valley, Québec, Canada. *Landscape Ecology*, 17(6), 495–507. <https://doi.org/10.1023/A:1021443929548>
- Bell, G. P. (1990). Birds and mammals on an insect diet : A primer on diet composition analysis in relation to ecological energetics. *Studies in Avian Biology*, 13, 416–422.
- Bellavance, V., Bélisle, M., Savage, J., Garant, D. (2018). Influence of agricultural intensification on prey availability and nestling diet in Tree Swallows (*Tachycineta bicolor*). *Canadian Journal of Zoology*, 96(9), 1053–1065.
- Bennett, R., Williams, B., & Schmedding, D. (1991). Effects of dietary exposure to methyl parathion on egg laying and incubation in mallards. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 10, 501–507.
- Benton, T. G., Cole, L. J., Benton, T. I. M. G., Bryant, D. M., Cole, L., & Crick, H. Q. P. (2002). Linking agricultural practice to insect and bird populations : A historical study over three

- decades Linking agricultural practice to insect and bird populations : a historical study over three decades. *Journal of Applied Ecology*, 39, 673–687. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2664.2002.00745.x>
- Benton, T. G., Vickery, J. A., & Wilson, J. D. (2003). Farmland biodiversity: Is habitat heterogeneity the key? *Trends in Ecology and Evolution*, 18(4), 182–188. [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(03\)00011-9](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(03)00011-9)
- Bishop, C. A. (1998a). Health of Tree Swallows (*Tachycineta bicolor*) Nesting in Pesticide-Sprayed Apple Orchards in Ontario, Canada. Immunological Parameters. *Journal of Toxicology and Environmental Health*, 55(8), 531–559. <https://doi.org/10.1080/009841098158241>
- Bishop, C. A. (1998b). Health of Tree Swallows Nesting in Pesticide-Sprayed apple Orchards in Ontario, Canada. Sex and Thyroid Hormone Concentrations and Testes Development. *Journal of Toxicology and Environmental Health*, 55(8), 561–581. <https://doi.org/10.1080/009841098158250>
- Bishop, C. A., Bishop, C. A., Kraak, G. J. Van Der, & Ng, P. (1998). Health of Tree Swallows (*Tachycineta bicolor*) Nesting in Pesticide-Sprayed Apple Orchards in Ontario, Canada. Sex and Thyroid hormone concentrations and testes development. *Journal of Toxicology and Environmental Health Part A*, 55(8), 561–581. <https://doi.org/10.1080/009841098158250>
- Bishop, C. A., Mahony, N. A., Trudeau, S., & Pettit, K. E. (1999). Reproductive Success and Biochemical Effects in Tree Swallows (*Tachycineta bicolor*) Exposed to Chlorinated Hydrocarbon Contaminants in Wetlands of the Great Lakes and St-Lawrence River Basin, USA and Canada. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 18(2), 263–271.
- Bishop, C. A., Ng, P., Mineau, P., Quinn, J., & Struger, J. (2000). Effects of pesticide spraying on chick growth , behavior , and parental care in tree swallows ( *Tachycineta bicolor* ) nesting in an apple orchard in Ontario , Canada. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 19, 2286–2297. <https://doi.org/10.1002/etc.5620190919>
- Blakley, B., Brousseau, P., Fournier, M., Voccia, I., Blakley, B., & Brousseau, P. (1999). Immunotoxicity of pesticides : a review Immunotoxicity of pesticides : a review. *Toxicology and Industrial Health*, 15, 119–132. <https://doi.org/10.1177/074823379901500110>

- Blaxter, K. L., Robertson, N. F. (1995). from dearth to plenty: the modern revolution in food production. cambridge university press, cambridge, uk, Retrieved from <http://books.google.com>
- Blomhoff, R., & Blomhoff, H. K. (2006). Overview of Retinoid Metabolism and Function. *Developmental Neurobiology*, 66(7), 606–630. <https://doi.org/10.1002/neu>
- Boatman, N. D., Brickle, N. W., Hart, J. D., Milsom, T. I. M. P., Morris, A. J., Murray, A. W. A., Murray, K. A., Robertson, P. A. (2004). Evidence for the indirect effects of pesticides on farmland birds, *I46*, 131–143.
- Boesten, J. J. T. I., & van der Linden, A. M. A. (1991). Modeling the Influence of Sorption and Transformation on Pesticide Leaching and Persistence. *Journal of Environmental Quality*, 20(2), 425. <https://doi.org/10.2134/jeq1991.00472425002000020015x>
- Boily, M. H., Bérubé, V. E., Spear, P. A., DeBlois, C., & Dassylva, N. (2005). Hepatic Retinoids of Bullfrogs in relation to Agricultural Pesticides. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 24(5), 1099–1106.
- Bosveld, A. T. C., Gradener, J., Murk, A. J., Van Kampen, M., Evers, E. H. G., & Van Den Berg, M. (1995). Effects of PCDDs, PCDFs and PCBs in common tern (*Sterna hirundo*) breeding in estuarine and coastal colonies in the Netherlands and Belgium. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 14(I), 99–115.
- Bowler, D. E., Heldbjerg, H., Katrin, B., Fox, A. D., & Jong, M. De. (2019). Long-term declines of European insectivorous bird populations and potential causes. *Conservation Biology*, 0(0), 1–11. <https://doi.org/10.1111/cobi.13307>
- Boyer, P., Ndaybagira, A., & Spear, P. A. (2000). Dose-Dépendent Stimulation of Hepatic Retinoic Acid Hydroxylation/Oxidation and Glucuronidation in Brook Trout, *Salvelinus Fontinalis*, After exposure to 3,3',4,4'-Tetrachlorobiphenyl. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 19(3), 700–705.
- Brooks, M. E., Kristensen, K., Darrigo, M. R., Rubim, P., Uriarte, M., Bruna, E., & Bolker, B. M. (2019). Statistical modeling of patterns in annual reproductive rates. *Ecology*, 100(7), 1–7. <https://doi.org/10.1002/ecy.2706>

- Burgess, N. M., Hunt, K. A., Bishop, C., & Weseloh, D. V. (1999). Cholinesterase Inhibition in Tree Swallows (*Tachycineta Bicolor*) and Eastern Bluebirds (*Sialia Sialis*) Exposed To Organophosphorus Insecticides in Apple Orchards in Ontario, Canada. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 18(4), 708–716. [https://doi.org/10.1897/1551-5028\(1999\)018<0708:ciitst>2.3.co;2](https://doi.org/10.1897/1551-5028(1999)018<0708:ciitst>2.3.co;2)
- Burn, A. J. (2000). Pesticides and their effects on lowland farmland birds. *Ecology and Conservation of Lowland Farmland Birds*, 89–104.
- Casto, J. M., Nolan, V., & Ketterson, E. D. (2001). Steroid Hormones and Immune Function : Experimental Studies in Wild and Captive Dark-Eyed Juncos ( *Junco hyemalis* ). *The American Naturalist*, 157(4), 408–419.
- Cedergreen, N. (2014). Quantifying synergy: A systematic review of mixture toxicity studies within environmental toxicology. *PLoS ONE*, 9(5). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0096580>
- Chamberlain, D. E., Fuller, R. J., Bunce, R. G. H., Duckworth, J. C., & Shrubbs, M. (2000). Changes in the abundance of farmland birds in relation to the timing of agricultural intensification in England and Wales. *Journal of Applied Ecology*, 37, 771–788.
- Christe, P., Moller, A. P., & Lope, F. De. (1998). Immunocompetence and Nestling Survival in the House Martin : The Tasty Chick Hypothesis. *OIKOS*, 83(1), 175–179.
- Colovic, M. B., Krsti, D. Z., Lazarevic-Pasti, T. D., Bondzic, A. M., & Vasic, V. M. (2013). Acetylcholinesterase Inhibitors : Pharmacology and Toxicology. *Current Neuropharmacology*, 11, 315–335.
- Cox, C. (1991). Pesticides and Birds : From DDT to Today ' s Poisons. *Journal of Pesticide Reform*, 11(4), 2–6.
- Cox, C., & Surgen, M. (2006). Unidentified inert ingredients in pesticides: Implications for human and environmental health. *Environmental Health Perspectives*, 114(12), 1803–1806. <https://doi.org/10.1289/ehp.9374>
- Custer, C. M., Custer, T. W., Allen, P. D., Stromborg, K. L., & Melancon, M. J. (1998). Reproduction and Environmental contamination in Tree Swallows Nesting in the Fox River

- Drainage and Green Bay, Wisconsin, USA. *Environmental Toxicology*, 17(9), 1786–1798.
- Davis, C. Y., & Sell, J. L. (1986). Immunoglobulin Concentrations in Serum and Tissues of Vitamin A-Deficient Broiler Chicks After Newcastle Disease Virus Vaccination. *Poultry Science*, 68, 136–144.
- DiBartolomeis, M., Kegley, S., Mineau, P., Radford, R., & Klein, K. (2019). An assessment of acute insecticide toxicity loading (AITL) of chemical pesticides used on agricultural land in the United States. *Plos One*, 14(8), e0220029. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0220029>
- Dietrich, D. R., Schmid, P., Zweifel, U., Schlatter, C., Bachmann, H., Bihler, U., & Zbinden, N. (1995). Mortality of Birds of Prey Following Field Application of Granular Carbofuran : A Case Study. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 29, 140–145.
- Dijk, T. C. Van, Staalduinen, M. A. Van, & Sluijs, J. P. Van Der. (2013). Macro-Invertebrate Decline in Surface Water Polluted with Imidacloprid. *PLoS ONE*, 8(5), e62374. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062374>
- Donald, P. F., Green, R. E., & Heath, M. F. (2001). Agricultural intensification and the collapse of Europe's farmland bird populations. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 268(1462), 25–29. <https://doi.org/10.1098/rspb.2000.1325>
- Douglas, M. R., & Tooker, J. F. (2015). Large-Scale Deployment of Seed Treatments Has Driven Rapid Increase in Use of Neonicotinoid Insecticides and Preemptive Pest Management in U.S. Field Crops. *Environmental Science and Technology*, 49, 5088–5097. <https://doi.org/10.1021/es506141g>
- Driver, C. J., Drown, D. B., Ligothe, M. W., Van Voris, P., McVeety, B. D., & Greenspan, B. J. (1991). Routes of uptake and their relative contribution to the toxicologic response of Northern bobwhite (*Colinus virginianus*) to an organophosphate pesticide. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 10(1), 21–33. <https://doi.org/10.1002/etc.5620100104>
- Drouillard, K. G., & Norstrom, R. J. (2002). The influence of diet properties and feeding rates on PCB toxicokinetics in the ring dove. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 44(1), 97–106. <https://doi.org/10.1007/s00244-002-1199-y>
- Durant, S. E., Carter, A. W., Denver, R. J., Hepp, G. R., & Hopkins, W. A. (2014). Are thyroid



- hormones mediators of incubation temperature-induced phenotypes in birds ? *Biology Letters*, 10(20130950). <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1098/rsbl.2013.0950>
- Economic Research Service/USDA. (2005). The 20th Century Transformation of U . S . Agriculture and Farm Policy The 20th Century and Farm Policy. *Economic Information Bulletin*, 3, 1–13.
- Ehsanfar, S., & A M Modarres-Sanavy, S. (2005). Crop protection by seed coating. *Communications in Agricultural and Applied Biological Sciences*, 70(3), 225–229.
- Elbert, A., Haas, M., Springer, B., Thielert, W., & Nauen, R. (2008). Applied aspects of neonicotinoid uses in crop protection. *Pest Management Science*, 64(1), 1099–1105. <https://doi.org/10.1002/ps>
- Eng, M. L., Stutchbury, B. J. M., & Morrissey, C. A. (2017). Imidacloprid and chlorpyrifos insecticides impair migratory ability in a seed-eating songbird. *Scientific Reports*, 7(1), 15176. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-15446-x>
- Eng, M. L., Stutchbury, B. J. M., & Morrissey, C. A. (2019). A neonicotinoid insecticide reduces fueling and delays migration in songbirds. *Science*, 365(6458), 1177–1180. <https://doi.org/10.1126/science.aaw9419>
- Environnement Canada. (2011). *Presence and Levels of priority pesticides in selected Canadian Aquatic ecosystem*.
- Evans, K. L., Wilson, J. D., & Bradbury, R. B. (2007). Effects of crop type and aerial invertebrate abundance on foraging barn swallows *Hirundo rustica*. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 122(2), 267–273. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2007.01.015>
- Fenner, K., Canonica, S., Wackett, L. P., & Elsner, M. (2013). Evaluating Pesticide Degradation in the Environment: Blind Spots and Emerging Opportunities. *Science*, 341(6147), 752–758. <https://doi.org/10.1126/science.1236281>
- Fleischli, M. A., Franson, J. C., Thomas, N. J., Finley, D. L., & Riley, W. (2004). Environmental Contamination and Avian Mortality Events in the United States Caused by Anticholinesterase Pesticides : A Retrospective Summary of National Wildlife Health Center Records from 1980 to 2000. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 46, 542–550.

<https://doi.org/10.1007/s00244-003-3065-y>

- Fleming, W. J., Chacin, H. De, Pattee, O. H., Lamont, T. G. (1982). Parathion accumulation in cricket frogs and its effect on American kestrels. *Journal of Toxicology and Environmental Health*, 10(6), 921–927. <https://doi.org/10.1080/15287398209530306>
- Fox, G. A. (1993). What Have Biomarkers Told Us About the Effects of Contaminants on the Health of Fish-eating Birds in the Great Lakes ? The Theory and a Literature Review. *Journal of Great Lakes Research*, 19(4), 722–736. [https://doi.org/10.1016/S0380-1330\(93\)71261-7](https://doi.org/10.1016/S0380-1330(93)71261-7)
- Friedman, A., & Sklan, D. (1997). Effects of retinoids on immune responses in birds. *Journal of Poultry Sciences*, 53(June).
- Fry, D. M. (1995). Reproductive effects in birds exposed to pesticides and industrial chemicals. *Environmental Health Perspectives*, 103(7), 165–171. <https://doi.org/10.2307/3432528>
- Fuller, R. J., Gregory, R. D., Gibbons, D. W., Marchant, J. H., Wilson, J. D., Baillie, S. R., & Carter, N. (1995). Population Declines and Range Contractions among Lowland Farmland Birds in Britain, 9(6), 1425–1441.
- Galindo, J. C., Kendall, R. J., Driver, C. J., & Lacher, T. E. (1985). The effect of methyl parathion on susceptibility of bobwhite quail (*Colinus virginianus*) to domestic cat predation. *Behavioral and Neural Biology*, 43(1), 21–36. [https://doi.org/10.1016/S0163-1047\(85\)91454-2](https://doi.org/10.1016/S0163-1047(85)91454-2)
- Gauthier, G., Giroux, J. F., Reed, A., Béchet, A., & Bélanger, L. (2005). Interactions between land use, habitat use, and population increase in greater snow geese: What are the consequences for natural wetlands? *Global Change Biology*, 11(6), 856–868. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2005.00944.x>
- Ghilain, A., & Bélisle, M. (2008). Breeding success of tree swallows along a gradient of agricultural intensification. *Ecological Applications*, 18(5), 1140–1154. <https://doi.org/10.1890/07-1107.1>
- Gibbons, D., Morrissey, C., & Mineau, P. (2015). A review of the direct and indirect effects of neonicotinoids and fipronil on vertebrate wildlife. *Environmental Science and Pollution Research International*, 22(1), 103–118. <https://doi.org/10.1007/s11356-014-3180-5>

- Giroux, I. (2019). *Présence de pesticides dans l'eau au Québec*. Portrait et tendances dans les zones de maïs et de soya – 2015 à 2017, Québec, ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques, Direction générale du suivi de l'état de l'environnement, 64 p. + 6 ann.
- González, F. B., Beltan Camacho, V., del Carmen Colin Olmos, M., & Vandame, R. (2018). Highly Hazardous Pesticides in Mexico.(México: RAMPAM).
- Gotelli, N. J., & Colwell, R. K. (2001). Quantifying biodiversity : procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters*, 4, 379–391.
- Goulson, D. (2013). An overview of the environmental risks posed by neonicotinoid insecticides. *Journal of Applied Ecology*, 50(4), 977–987. <https://doi.org/10.1111/1365-2664.12111>
- gouvernement du Québec. (2016). Bilan des ventes de pesticides au Québec. Retrieved from <http://www.environnement.gouv.qc.ca/pesticides/bilan/index.htm>
- Gow, E. A., Burke, L., Winkler, D. W., Knight, S. M., Bradley, D. W., Clark, R. G., Bélisle, M., Berzins, L., Blake, T., Bridge, E., et al., (2019). A range-wide domino effect and resetting of the annual cycle in a migratory songbird. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 286, 1–9. <https://doi.org/10.1098/rspb.2018.1916>
- Green, R. E., & Balmford, A. (2005). Farming and the Fate of Wild Nature. *Science*, 550(307). <https://doi.org/10.1126/science.1106049>
- Groothuis, T. G. G., Müller, W., Engelhardt, N., Carere, C., & Eising, C. (2005). Maternal hormones as a tool to adjust offspring phenotype in avian species. *Neuroscience and Biobehavioral Reviews*, 29, 329–352. <https://doi.org/10.1016/j.neubiorev.2004.12.002>
- Grue, Christian E., Gibert, Peter L., Seeley, M. E. (1997). Neurophysiological and Behavioral Changes in Non-Target Wildlife Exposed to Organophosphate and Carbamate Pesticides : *American Zoology*, 37, 369–388.
- Grue, C. E. ., Powell, G., & McChesney, M. J. (1982). Care of Nestlings by Wild Female Starlings Exposed to an Organophosphate Pesticide. *British Ecological Society*, 19(2), 327–335.
- Grue, C. E., Gibert, P. L., & Seeley, M. E. (1997). Neurophysiological and behavioral changes in

- non-target wildlife exposed to organophosphate and carbamate pesticides: Thermoregulation, food consumption, and reproduction. *American Zoology*, 37(4), 369–388. <https://doi.org/10.2307/3884019>
- Grue, C. E., & Shipley, B. K. (1984). Sensitivity of Nestling and Adult Starlings to Dicrotophos , Organophosphate Pesticide. *Environmental Research*, 35, 454–465.
- Guenzi, W. D., & Hiltbold, A. E. (1974). Persistence of Pesticides. *ACSESS*, 9(1), 203–220.
- Haeghele, M. A., & Hudson, R. H. (1977). Reduction of Courtship Behavior Induced by DDE in Male Ringed Turtle Doves, 89(4), 593–601.
- Hallmann, Caspar A. Foppen, Ruud P.B. Turnhout, Chris A. M. de Kroon, Hans Jongejans, E. (2014). Declines in insectivorous birds are associated with high neonicotinoid concentrations. *Nature*, 511, 341–343. <https://doi.org/10.1038/nature13531>
- Hallmann, C. A., Sorg, M., Jongejans, E., Siepel, H., Hofland, N., Schwan, H., Stenmans, W., Müller, A., Sumser, H., Hörren, T., et al., (2017). More than 75 percent decline over 27 years in total flying insect biomass in protected areas. *PLoS ONE*, 10(12).
- Haroune, L., Cassoulet, R., Lafontaine, M. P., Bélisle, M., Garant, D., Pelletier, F., Cabana, H., Bellenger, J. P. (2015). Liquid chromatography-tandem mass spectrometry determination for multiclass pesticides from insect samples by microwave-assisted solvent extraction followed by a salt-out effect and micro-dispersion purification. *Analytica Chimica Acta*, 891, 160–170. <https://doi.org/10.1016/j.aca.2015.07.031>
- Hart, A. D. M. (1993). Relationships between behavior and the inhibition of acetylcholinesterase in birds exposed to organophosphorus pesticides. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 12(2), 321–336. <https://doi.org/10.1002/etc.5620120215>
- Hartig, F. (2019). Package DHARMA. Retrieved from: <https://cran.r-project.org/web/packages/DHARMA/vignettes/DHARMA.html>
- Hoffman, D. J., Rattner, B. A., & Burton, G. A. (2003). Handbook of ecotoxicology, 2nd edition. (New York: Lewis Publisher).
- Hua, J., & Relyea, R. (2014). Chemical cocktails in aquatic systems : Pesticide effects on the

- response and recovery of > 20 animal taxa. *Environmental Pollution*, 189, 18–26. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2014.02.007>
- Imlay, T. L., Angelier, F., Hobson, K. A., Mastromonaco, G., Saldanha, S., & Leonard, M. L. (2019). Multiple intrinsic markers identify carry-over effects from wintering to breeding sites for three Nearctic-Neotropical migrant swallows. *American Ornithological Society*, 136(4), 1–15. <https://doi.org/10.1093/auk/ukz053>
- Jason B. Belden and Micheal J. Lydy. (2000). Impact of atrazine on organophosphate toxicity. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 19(September 2000), 2266–2274. <https://doi.org/10.1002/etc.5620190917>
- Jaward, F. M., Farrar, N. J., & Sweetman, A. J. (2004). Passive Air Sampling of PCBs , PBDEs , and Organochlorine Pesticides Across Europe. *Environmental Science and Technology*, 38(1), 34–41.
- Jobin, B., Baulieu, J., Grenier, M., Bélanger, L., Maisonneuve, C., Bordage, D., & Filion, B. (2004). Les paysages agricoles du Québec méridional. *Le Naturaliste Canadien*, 128(2), 92–98.
- Johnson, G. D., & Boyce, M. S. (1990). Feeding Trials with Insects in the Diet of Sage Grouse Chicks. *The Journal of Wildlife Management*, 54(1), 89–91.
- Johnston, R. D. (1993). Effects of Diet Quality on the Nestling Growth of a Wild Insectivorous Passerine, the House Martin *Delichon urbica*. *Functional Ecology*, 7(3), 255–266.
- Katagi, T. (2010). Bioconcentration, Bioaccumulation, and Metabolism of Pesticides in Aquatic Organisms. *Review of Environmental Contamination and Toxicology*, 204, 1–132. <https://doi.org/10.1007/978-1-4419-1440-8>
- Katagi, T., & Tanaka, H. (2016). Metabolism , bioaccumulation , and toxicity of pesticides in aquatic insect larvae. *Journal of Pesticides Sciences*, 41(2), 25–37. <https://doi.org/10.1584/jpestics.D15-064>
- Kentie, R., Hooijmeijer, J. C. E. W., Trimbos, K. B., Groen, N. M., & Piersma, T. (2013). Intensified agricultural use of grasslands reduces growth and survival of precocial shorebird chicks. *Journal of Applied Ecology*, 50(1), 243–251. <https://doi.org/10.1111/1365->

- Knight, S. M., Bradley, D. W., Clark, R. G., Gow, E. A., Bélisle, M., Berzins, L. L., Blake, T., Bridge, E. S., Burke, L., Dawson, R. D., et al. (2018). Constructing and evaluating a continent-wide migratory songbird network across the annual cycle. *Ecological Monographs*, 88(3), 445–460. <https://doi.org/10.1002/ecm.1298>
- Köhler, H., & Triebskorn, R. (2013). Wildlife Ecotoxicology of Pesticides : Can We Track Effects to the Population Level and Beyond. *Science*, 341, 759–766.
- Krupke, C. H., Hunt, G. J., Eitzer, B. D., Andino, G., & Given, K. (2012). Multiple routes of pesticide exposure for honey bees living near agricultural fields. *PLoS ONE*, 7(1). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0029268>
- Kuo, C., Yang, S., Kuo, P., & Hung, C. (2012). Immunomodulatory effects of environmental endocrine disrupting chemicals. *Kaohsiung Journal of Medical Sciences*, 28(7), S37–S42. <https://doi.org/10.1016/j.kjms.2012.05.008>
- Laetz, C. A., Baldwin, D. H., Collier, T. K., Hebert, V., Stark, J. D., & Scholz, N. L. (2009). The synergistic toxicity of pesticide mixtures: Implications for risk assessment and the conservation of endangered Pacific salmon. *Environmental Health Perspectives*, 117(3), 348–353. <https://doi.org/10.1289/ehp.0800096>
- Lagrange, P. (2015). *Déterminants de la survie et de la dispersion de reproduction par une approche capture-marquage-recapture chez l ' Hirondelle bicolore au Québec*. Thèse de doctorat, Université de Sherbrooke) Retrived from [https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-01628204/file/41865\\_LAGRANGE\\_2015\\_archivage\\_cor.pdf](https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-01628204/file/41865_LAGRANGE_2015_archivage_cor.pdf)
- Lamoureux, S. (2010). *Impact de l 'intensification agricole sur l'effort parental, la croissance et la survie des oisillons chez l'Hirondelle bicolore (Tachycineta bicolor)*. (Mémoire de Maitrise Université de Sherbrooke) Retrieved from <https://savoirs.usherbrooke.ca/bitstream/handle/11143/4863/MR65593.pdf?sequence=1>
- Lange, H. J. De, Lahr, J., Van Der Pol, J. C. J., Wessels, Y., & Faber, J. H. (2009). Ecological Vulnerability in Wildlife: An Expert Judgment and Multicriteria Analysis Tool Using Ecological Traits to Assess Relative Impact of Pollutants. *Environmental Toxicology and*

*Chemistry*, 28(10), 2233–2240.

- Larsen, K. J., Litsch, A. L., Brewer, S. R., & Taylor, D. H. (1994). Contrasting effects of sewage sludge and commercial fertilizer on egg to adult development of two herbivorous insect species. *Ecotoxicology*, 3, 94–109.
- Larsson, P. (1984). Transport of PCBs from Aquatic to Terrestrial Environments by Emerging Chironomids. *Environmental Pollution*, 34, 283–289.
- Lima, S. L., & Dill, L. M. (1990). Behavioral decisions made under the risk of predation: a review and prospectus. *Canadian Journal of Zoology*, 68(4), 619–640. <https://doi.org/10.1139/z90-092>
- Lochmiller, R. L., & Deerenberg, C. (2000). Trade-offs in evolutionary immunology : just what is the cost of immunity ? *OIKOS*, 88(1), 87–98.
- Loichot, C., & Grima, M. (2004). Mécanismes d'action des médicaments. *Faculté de Médecine de Strasbourg*, 1–17. Retrieved from [http://udsmed.u-strasbg.fr/pharmaco/pdf/DCEM1\\_Pharmacologie\\_chapitre\\_1\\_Mecanismes\\_d\\_action\\_des\\_medicaments\\_septembre\\_2005.pdf](http://udsmed.u-strasbg.fr/pharmaco/pdf/DCEM1_Pharmacologie_chapitre_1_Mecanismes_d_action_des_medicaments_septembre_2005.pdf)
- Lopez-antia, A., Ortiz-santaliestra, M. E., & Mateo, R. (2014). Experimental approaches to test pesticide-treated seed avoidance by birds under a simulated diversification of food sources. *Science of the Total Environment*, 496, 179–187. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2014.07.031>
- Lopez-Antia, A., Ortiz-Santaliestra, M. E., Mougeot, F., & Mateo, R. (2015). Imidacloprid-treated seed ingestion has lethal effect on adult partridges and reduces both breeding investment and offspring immunity. *Environmental Research*, 136(December 2013), 97–107. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2014.10.023>
- Luttik, R., & Aldenberg, T. (1997). Extrapolation factors for small samples of pesticide toxicity data: Special focus on LD50 values for birds and mammals. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 16(9), 1785–1788. [https://doi.org/10.1897/1551-5028\(1997\)016<1785:EFFSSO>2.3.CO;2](https://doi.org/10.1897/1551-5028(1997)016<1785:EFFSSO>2.3.CO;2)
- Magnusson, A., Skaug, H., Nielsen, A., Berg, C., Kristensen, K., Maechler, M., Sadat, N. (2019).

*Package glmmTMB R.*

- Mason, R., Tennekes, H., Sánchez-bayo, F., & Jepsen, P. U. (2013). Immune Suppression by Neonicotinoid Insecticides at the Root of Global Wildlife Declines. *Journal of Environmental Immunology and Toxicology*, 1(1), 3–12. <https://doi.org/10.7178/jeit.1>
- Matson, P. A., Parton, W. J., Power, A. G., & Swift, M. J. (1997). Agricultural Intensification and Ecosystem Properties. *Science*, 277, 504–509.
- Mayne, G. J., Bishop, C. A., Martin, P. A., Boermans, H. J., & Hunter, B. (2005). Thyroid Function in Nestling Tree Swallows and Eastern Bluebirds Exposed to Non-Persistent Pesticides and DDE in Apple Orchards of Southern Ontario , Canada. *Ecotoxicology*, (14), 381–396.
- Mazerolle, M. M. J. (2019). Package ‘ AICcmodavg ,’ (c). Retrieved from <https://cran.r-project.org/web/packages/AICcmodavg/AICcmodavg.pdf>
- McCarty, D., & Winkler Jonh. (1999). Foraging Ecology and Diet Selectivity of Tree Swallows Feeding Nestlings. *The Condor*, 101(2), 246–254.
- McCarty, J. P., & Secord, A. L. (1999). Reproductive Ecology of Tree Swallows (*Tachycineta bicolor*) with High Levels of Polychlorinated Biphenyl Contamination. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 18(7), 1433–1439.
- McCarty, J. P., & Winkler, D. W. (1999). Foraging Ecology and Diet Selectivity of Tree Swallows Feeding Nestlings. *The Condor*, 101(2), 246–254.
- McClellan, K., & Halden, R. U. (2010). Pharmaceuticals and personal care products in archived U . S . biosolids from the 2001 EPA national sewage sludge survey. *Water Research*, 44(2), 658–668. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2009.12.032>
- McCracken, J. (2008). Are Aerial Insectivores Being ‘ Bugged Out ’? *Birdwatch Canada*, 42, 4–7.
- McCracken, D. I., & Tallwin, J. R. (2004). Swards and structure: the interactions between farming practices and bird food resources in lowland grasslands. *Ibis*, 146(2), 108–114. <https://doi.org/10.1111/j.1474-919X.2004.00360.x>
- McNabb, F. M. A. (2007). The Hypothalamic-Pituitary-Thyroid ( HPT ) Axis in Birds and Its Role



- in Bird Development and Reproduction. *Critical Reviews in Toxicology*, 37(1), 163–193.  
<https://doi.org/10.1080/10408440601123552>
- Mengelkoch, J. M., Niemi, G. J., & Regal, R. R. (2004). Diet of the Nestling Tree Swallow. *The Condor*, 106(2), 423. <https://doi.org/10.1650/7341>
- Michel, N. L., Smith, A. C., Clark, R. G., Morrissey, C. A., & Hobson, K. A. (2015). Differences in spatial synchrony and interspecific concordance inform guild-level population trends for aerial insectivorous birds. *Ecography*, 38(001–0013), 774–786.  
<https://doi.org/10.1111/ecog.01798>
- Michel, N. L., Smith, A. C., Clark, R. G., Morrissey, C. A., & Hobson, K. A. (2016). Differences in spatial synchrony and interspecific concordance inform guild-level population trends for aerial insectivorous birds. *Ecography*, 39, 774–786. <https://doi.org/10.1111/ecog.01798>
- Millet, A., Pelletier, F., Bélisle, M., & Garant, D. (2015). Patterns of Fluctuating Selection on Morphological and Reproductive Traits in Female Tree Swallow ( *Tachycineta bicolor* ). *Evolutionary Biology*, 42(3), 349–358. <https://doi.org/10.1007/s11692-015-9333-8>
- Mineau, P. (2005). A review and analysis of study endpoints relevant to the assessment of “long term” pesticide toxicity in avian and mammalian wildlife. *Ecotoxicology*, 14(8), 775–799.  
<https://doi.org/10.1007/s10646-005-0028-2>
- Mineau, P., Baril, A., Collins, B. T., Duffe, J., Joerman, G., & Luttik, R. (2001). Pesticide acute toxicity reference values for birds. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*, 170(February), 13–74.
- Mineau, P., & Palmer, C. (2013). The Impact of the Nation ’ s Most Widely Used Insecticides on Birds. *American Bird Conservancy*, 1–96.
- Mineau, P., & Tucker, K. R. (2002). Improving Detection of Pesticide Poisoning in Birds. *Journal of Wildlife Rehabilitation*, 25(2), 4–13.
- Mineau, P., & Whiteside, M. (2013). Pesticide Acute Toxicity Is a Better Correlate of U.S. Grassland Bird Declines than Agricultural Intensification. *PLoS ONE*, 8(2).  
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0057457>

- Ministry of agriculture Food and Rural Affairs. (2019a). Guide to weed control. Retrieved from <http://www.omafra.gov.on.ca/english/crops/pub75/pub75A/pub75A.pdf>
- Ministry of agriculture Food and Rural Affairs. (2019b). Guide de protection des grandes cultures. Retrieved from <http://www.omafra.gov.on.ca/french/crops/pub812/pub812.pdf>
- Mitra, A., Chatterjee, C., & Mandal, F. B. (2011a). Synthetic chemical pesticides and their effects on birds. *Research Journal of environmental Toxicology*. <https://doi.org/10.3923/rjet.2011>.
- Mitra, A., Chatterjee, C., & Mandal, F. B. (2011b). Synthetic Chemical Pesticides and Their Effects on Birds. *Research Journal of Environmental Toxicology*, 2(5), 81–96. <https://doi.org/10.3923/rjet.2011>
- Mnif, W., Hassine, A. I. H., Bouaziz, A., Bartegi, A., Thomas, O., & Roig, B. (2011). Effect of endocrine disruptor pesticides: A review. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 8(6), 2265–2303. <https://doi.org/10.3390/ijerph8062265>
- Montiel-León, J. M., Duy, S. V., Munoz, G., Amyot, M., & Sauvé, S. (2018). Evaluation of on-line concentration coupled to liquid chromatography tandem mass spectrometry for the quantification of neonicotinoids and fipronil in surface water and tap water. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*, 410(11), 2765–2779. <https://doi.org/10.1007/s00216-018-0957-2>
- Montiel-León, J. M., Munoz, G., Duy, S. V., & Do, D. T. (2019). Widespread occurrence and spatial distribution of glyphosate, atrazine, and neonicotinoids pesticides in the St. Lawrence and tributary rivers. *Environmental Pollution*. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2019.03.125>
- Morley, N. J., Irwin, S. W. B., & Lewis, J. W. (2003). Pollution toxicity to the transmission of larval digeneans through their molluscan hosts. *Parasitology*, 126, 5–26. <https://doi.org/10.1017/S0031182003003755>
- Morris, A. J., Wilson, J. D., Whittingham, M. J., & Bradbury, R. B. (2005). Indirect effects of pesticides on breeding yellowhammer (*Emberiza citrinella*). *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 106(1), 1–16. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2004.07.016>
- Morrissey, C. A., Mineau, P., Devries, J. H., Sanchez-Bayo, F., Liess, M., Cavallaro, M. C., & Liber, K. (2015). Neonicotinoid contamination of global surface waters and associated risk to aquatic invertebrates: A review. *Environment International*, 74, 291–303.

<https://doi.org/10.1016/j.envint.2014.10.024>

- Nebel, S., Mills, A., Mcracken, J. D., & Taylor, P. D. (2010). Declines of Aerial Insectivores in North America Follow a Geographic Gradient. *Avian Conservation and Ecology*, 5(2), 1. Retrieved from <http://www.ace-eco.org/vol5/iss2/art1/>
- Nicholas, F. (1995). Evaluation of Taste Repellents with Northern Bobwhites for Detering Ingestion of Granular Pesticides. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 14(4), 631–638.
- Nicolaus, L. K., & Lee, H. (1999). Low Acute Exposure to Organophosphate Produces Long-Term Changes in Bird Feeding Behavior. *Ecological Applications*, 9(3), 1039–1049.
- O'Connor, J. C., McCusker, R. H., Strle, K., Johnson, R. W., Dantzer, R., & Kelley, K. W. (2009). Regulation of IGF-I Function by Proinflammatory Cytokines: At the Interface of Immunology and Endocrinology. *Cell Immunology*, 252(217), 91–110. <https://doi.org/10.1016/j.cellimm.2007.09.010>. Regulation
- Oakes, D. J., & Pollak, J. K. (1999). Effects of a herbicide formulation, Tordon 75D??, and its individual components on the oxidative functions of mitochondria. *Toxicology*, 136(1), 41–52. [https://doi.org/10.1016/S0300-483X\(99\)00055-4](https://doi.org/10.1016/S0300-483X(99)00055-4)
- Ottinger, M. A., & Bakst, M. R. (1995). Endocrinology of the Avian Reproductive System Endocrinology of the Avian Reproductive System. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 4(9), 242–250.
- Ottinger, M. A., & Dean, K. M. (2011). Neuroendocrine Impacts of Endocrine-Disrupting Chemicals in Birds: Life Stage and Species Sensitivities. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B: Critical Reviews*, 14, 413–422. <https://doi.org/10.1080/10937404.2011.578560>
- Pandey, S. P., & Mohanty, B. (2017). Disruption of the hypothalamic-pituitary-thyroid axis on co-exposures to dithiocarbamate and neonicotinoid pesticides: Study in a wildlife bird. *Neurotoxicology*, 60, 16–22. <https://doi.org/10.1016/j.neuro.2017.02.010>
- Pandey, S. P., Tsutsui, K., & Mohanty, B. (2017). Endocrine disrupting pesticides impair the neuroendocrine regulation of reproductive behaviors and secondary sexual characters of red munia (Amandava amandava). *Physiology & Behavior*.

<https://doi.org/10.1016/j.physbeh.2017.01.030>

- Parkinson, R. H., & Gray, J. R. (2019). Neurotoxicology Neural conduction , visual motion detection , and insect flight behaviour are disrupted by low doses of imidacloprid and its metabolites. *Neurotoxicology*, 72(February), 107–113. <https://doi.org/10.1016/j.neuro.2019.02.012>
- Pellerin, S., Paquette, S. R., Pelletier, F., Garant, D., & Bélisle, M. (2016). The trade-off between clutch size and egg mass in tree swallows *Tachycineta bicolor* is modulated by female body mass. *Journal of Avian Biology*, 47(4), 500–507. <https://doi.org/10.1111/jav.00725>
- Pigeon, G, Baeta, R., Garant, D., & Pelletier, F. (2012). response to phytohemagglutinin in Tree Swallows ( *Tachycineta bicolor* ). *Canadian Journal of Zoology*, 91, 56–63.
- Pigeon, Gabriel, Bélisle, M., Garant, D., Cohen, A. A., & Pelletier, F. (2013). Ecological immunology in a fluctuating environment: An integrative analysis of tree swallow nestling immune defense. *Ecology and Evolution*, 3(4), 1091–1103. <https://doi.org/10.1002/ece3.504>
- Poulin, B., Lefebvre, G., & Paz, L. (2010). Red flag for green spray: Adverse trophic effects of Bti on breeding birds. *Journal of Applied Ecology*, 47(4), 884–889. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2010.01821.x>
- Quinney, T. E., & Ankney, C. D. (1985). Prey Size Selection by Tree Swallows. *The Auk*, 102, 245–250.
- Rioux Paquette, S., Garant, D., Pelletier, F., & Bélisle, M. (2013). Seasonal patterns in Tree Swallow prey ( *Diptera* ) abundance are affected by agricultural intensification. *Ecological Applications*, 23(1), 122–133.
- Rizzati, V., Briand, O., Guillou, H., & Gamet-payraastre, L. (2016). Effects of pesticide mixtures in human and animal models: An update of the recent literature. *Chemico-Biological Interactions*, 254, 231–246. <https://doi.org/10.1016/j.cbi.2016.06.003>
- Robertson, R. J., & Rendell, W. B. (2001). A long-term study of reproductive performance in tree swallows : the influence of age and senescence on output. *Journal of Animal Ecology*, 70, 1014–1031.

- Robinson, R. A., & Sutherland, W. J. (2002). Post-war changes in arable farming and biodiversity in Great Britain. *Journal of Applied Ecology*, 39, 157–176.
- Rogers, J. A., Metz, L., & Yong, V. W. (2013). Review : Endocrine disrupting chemicals and immune responses : A focus on bisphenol-A and its potential mechanisms. *Molecular Immunology*, 53(4), 421–430. <https://doi.org/10.1016/j.molimm.2012.09.013>
- Rohr, J. R., Raffel, T. R., Sessions, S. K., & Hudson, P. J. (2008). Understanding the Net effects of pesticides on amphibian trematode infections. *Ecological Applications*, 18(7), 1743–1753.
- Ross, A. D., Lawrie, R. A., Keneally, J. P., & Whatmuff, M. S. (1992). sewage sludge on agricultural land - implications for the. *Australian Veterinary Journal*, 69(8), 177–181.
- Rumschlag, S., Halstead, N. T., Hoverman, J. T., Raffel, T. R., Carrick, H. J., Hudson, P. J., & Rohr, J. R. (2019). Effects of pesticides on exposure and susceptibility to parasites can be generalised to pesticide class and type in aquatic communities. *Ecology Letters*, 22, 962–972. <https://doi.org/10.1111/ele.13253>
- Ruuskanen, S. (2015). Hormonally-mediated maternal effects in birds: lessons from the flycatcher model system. *General and Comparative Endocrinology*, 224, 283–293. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2015.09.016>
- Ruuskanen, S., & Hsu, B.-Y. (2018). Maternal thyroid hormones- an unexplored mechanism underlying maternal effects in an ecological framework. *Physiological and Biochemical Zoology*, 91(3), 904–916. <https://doi.org/10.1086/697380>
- Sabatier, R., Doyen, L., & Tichit, M. (2010). Reconciling Production and Conservation in Agrolandscapes : Does Landscape Heterogeneity Help? *Innovation and Sustainable Development in Agriculture and Food*, 1–10.
- Saino, N., Bolzern, A. M., & Moller, A. P. (1997). Immunocompetence , ornamentation , and viability of male barn swallows ( *Hirundo rustica* ). *Proc R Soc B Biol Sci*, 94, 549–552.
- Saino, N., Calza, S., Moller, A., Saino, N., Calza, S., & Mollert, A. P. (1997). Immunocompetence of Nestling Barn Swallows in Relation to Brood Size and Parental Effort Published by : British Ecological Society Journal of Animal Immunocompetence of nestling barn swallows in relation 66 , 827-836 to brood size and parental effort. *Journal of Animal Ecology*, 66(6), 827–

- Saino, N., Ferrari, R., Romano, M., Martinelli, R., & Møller, A. P. (2003). Experimental manipulation of egg carotenoids affects immunity of barn swallow nestlings. *The Royal Society*, 270, 2485–2489. <https://doi.org/10.1098/rspb.2003.2534>
- Sánchez-bayo, F., & Wyckhuys, K. A. G. (2019). Worldwide decline of the entomofauna : A review of its drivers. *Biological Conservation*, 232, 8–27. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.01.020>
- Schmitt, C., Garant, D., Bélisle, M., & Pelletier, F. (2016). Agricultural intensification is linked to constitutive innate immune function in a wild bird population. *Physiological and Biochemical Zoology*, 90(2), 201–209. <https://doi.org/10.1086/689679>
- Sinclair, C. J., & Boxall, A. B. A. (2003). Assessing the Ecotoxicity of Pesticide Transformation Products. *Environmental Science and Technology*, 37(20), 4617–4625.
- Smith, A. C., Hudson, M. R., Downes, C. M., & Francis, C. M. (2015). Change Points in the Population Trends of Aerial-Insectivorous Birds in North America : Synchronized in Time across Species and Regions. *Plos One*, 10(7), 1–23. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0130768>
- Smits, J., Bortolotti, G. R., Sebastian, M., & Ciborowski, J. J. H. (2005). Spacial , Temporal , and Dietary Determinants of organic contaminants in nestling Tree Swallows in Point Pelee National Park, Ontario, Canada. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 24(12), 3159–3165.
- Stanton, R. L., Morrissey, C. A., & Clark, R. G. (2016). Tree Swallow (*Tachycineta bicolor*) foraging responses to agricultural land use and abundance of insect prey. *Canadian Journal of Zoology*, 94(June), 637–642. <https://doi.org/10.1139/cjz-2015-0238>
- Stanton, R. L., Morrissey, C. A., & Clark, R. G. (2018). Agriculture , Ecosystems and Environment Analysis of trends and agricultural drivers of farmland bird declines in North America : A review. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 254, 244–254. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2017.11.028>
- Statistique Canada. (2016). 2016 Census of Agriculture. Retrieved from

<https://www150.statcan.gc.ca/n1/daily-quotidien/170510/dq170510a-eng.htm?HPA=1>

- Stromborg, K. L. (1977). Seed Treatment Pesticide Effects on Pheasant Reproduction at sublethal doses. *The Journal of Wildlife Management*, 41(4), 632–642.
- Stromborg, K. L. (1986). Reproduction of Bobwhites Fed Different Dietary Concentrations of an Organophosphate Insecticide , Methamidophos. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 147, 143–147.
- Sughrue, K. M., Brittingham, M. C., & French, J. B. J. (2008). Endocrine Effects of the Herbicide Linuron on the American Goldfinch (*Carduelis Tristis*). *The American Ornithologists' Union*, 125(2), 411–419. <https://doi.org/10.1525/auk.2008.06264>
- Sur, R., & Stork, A. (2003). Uptake , translocation and metabolism of imidacloprid in plants. *Bulletin of Insectology*, 56(1), 35–40.
- Swann, J. M., Schultz, T. W., & Kennedy, J. R. (1996). The effects of the organophosphorous insecticides Dursban(TM) and Lorsban(TM) on the ciliated epithelium of the frog palate in vitro. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 30(2), 188–194. <https://doi.org/10.1007/s002449900026>
- Symonds, M. R. E., & Moussalli, A. (2011). A brief guide to model selection , multimodel inference and model averaging in behavioural ecology using Akaike ' s information criterion, 13–21. <https://doi.org/10.1007/s00265-010-1037-6>
- Tapparo, A., Marton, D., Giorio, C., Zanella, A., Solda, L., Marzaro, M., Vivan, L., Girolami V., Animalì A., Risorse, A. (2012). Assessment of the Environmental Exposure of Honeybees to Particulate Matter Containing Neonicotinoid Insecticides Coming from Corn Coated Seeds. *Environmental Science and Technology*, 46(1), 2592–2599.
- Tews, J., Bert, D. G., & Mineau, P. (2013). Estimated Mortality of Selected Migratory Bird Species from Mowing and Other Mechanical Operations in Canadian Agriculture. *Avian Conservation and Ecology*, 8(2), 8. <https://doi.org/10.5751/ACE-00559-080208>
- Tokumoto, J., Danjo, M., Kobayashi, Y., Kinoshita, K., Omotehara, T., Tatsumi, A., Hashiguchi, M., Sekijima, T., Kamisoyama, H., Yokoyama, T., et al. (2013). Effects of exposure to clothianidin on the reproductive system of male quails. *Journal of Veterinary Medical*

- Science*, 75(6), 755–760. <https://doi.org/10.1292/jvms.12-0544>
- Tyler, C. R., Jobling, S., & Sumpter, J. P. (1998). Endocrine Disruption in Wildlife: A Critical Review of the Evidence. *Critical Reviews in Toxicology*, 28(4), 319–361. <https://doi.org/10.1080/10408449891344236>
- US environmental protection agency. (2017). Pesticides Industry Sales and Usage. Retrieved from [https://www.epa.gov/sites/production/files/2017-01/documents/pesticides-industry-sales-usage-2016\\_0.pdf](https://www.epa.gov/sites/production/files/2017-01/documents/pesticides-industry-sales-usage-2016_0.pdf)
- Van Leeuwen, C. J., Hermens, J. L. M. (1995). Risk Assessment of Chemicals: An Introduction, National Institute for Public Health and the Environment, Bilthoven, The Netherlands, Retrieved from <http://books.google.com>
- Van Scoy, A. R., & Tjeerdema, R. S. (2014). Environmental fate and toxicology of clomazone. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*, 229(916), 35–49. [https://doi.org/10.1007/978-3-319-03777-6\\_3](https://doi.org/10.1007/978-3-319-03777-6_3)
- Vos, J. G., Dybing, E., Greim, H. A., Ladefoged, O., Lambré, C., Tarazona, J. V., Beandt, I., Vethaak, A. D. (2000). Health Effects of Endocrine-Disrupting Chemicals on Wildlife , with Special Reference to the European Situation. *Critical Reviews in Toxicology*, 30(1), 71–133.
- Vyas, N. B., Spann, J. W., Hulse, C. S., Gentry, S., & Borges, S. L. (2007). Dermal insecticide residues from birds inhabiting an orchard. *Environmental Monitoring and Assessment*, 133(1–3), 209–214. <https://doi.org/10.1007/s10661-006-9573-2>
- Walker, C. H. (2003). Neurotoxic Pesticides and Behavioural Effects Upon Birds. *Ecotoxicology*, 12, 307–316.
- Walsh, L. P., McCormick, C., Martin, C., & Stocco, D. M. (2000). Roundup Inhibits Steroidogenesis by Disrupting Steroidogenic Acute Regulatory ( StAR ) Protein Expression, 108(8), 769–776.
- White, D. H., Mitchell, C. A., & Hill, E. F. (1983). Parathion alters incubation behavior of laughing gulls. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 31(1), 93–97. <https://doi.org/10.1007/BF01608772>



- Whitehorn, P. R., Connor, S. O., Wackers, F. L., & Goulson, D. (2012). Neonicotinoid Pesticide Reduces Bumble Bee Colony Growth and Queen Production. *Science*, 336(6079), 351–353. Retrieved from doi:10.1126/science.1215025
- Wilhelms, K. W., Cutler, S. A., Proudman, J. A., Anderson, L. L., & Scanes, C. G. (2005). Atrazine and the hypothalamo-pituitary-gonadal axis in sexually maturing precocial birds: Studies in male Japanese quail. *Toxicological Sciences*, 86(1), 152–160. <https://doi.org/10.1093/toxsci/kfi170>
- Willis, G. H., & McDowell, L. L. (1987). Pesticide persistence on foliage. *Review of Environmental Contamination and Toxicology*, 100(1), 23–73.
- Winkler, D. W., & Allen, P. E. (1996). The Seasonal Decline in Tree Swallow Clutch Size : Physiological Constraint or Strategic Adjustment ? *Ecological Society of America*, 77(3), 922–932.
- Wood, T. J., & Goulson, D. (2017). The environmental risks of neonicotinoid pesticides: a review of the evidence post 2013. *Environmental Science and Pollution Research*, 24(21), 17285–17325. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-9240-x>
- Ynch, H. E. J. L., & Horson, J. A. T. T. (2014). Dealing with under- and over-dispersed count data in life history , spatial , and community ecology, 95(11), 3173–3180.
- Zanden, J. L. (1991). The first green revolution: the growth of production and productivity in European agriculture, 1870-1914. *The Economic History Review*, 44(2), 215–239. <https://doi.org/10.1111/j.1468-0289.1991.tb01840.x>

